

Ermittlung der Prävalenz der Paramphistomidose auf  
Herdenebene mit Bestimmung vorkommender  
Pansenegelspezies bei Rindern in Deutschland

von Tanja Maria Forstmaier

Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität  
München

Ermittlung der Prävalenz der Paramphistomidose auf  
Herdenebene mit Bestimmung vorkommender  
Pansenegelspezies bei Rindern in Deutschland

von Tanja Maria Forstmaier  
aus Landshut

München 2021



Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München  
Lehrstuhl für Innere Medizin und Chirurgie der Wiederkäuer

Arbeit angefertigt unter der Leitung von:  
Univ.-Prof. Dr. Gabriela Knubben-Schweizer

Mitbetreuung durch:

Dr. Christoph Wenzel



Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Gabriela Knubben-Schweizer

Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Karin Schwaiger

Tag der Promotion: 17. Juli 2021



Meiner Familie





## VORABPUBLIKATIONEN

Zwischenergebnisse aus der Studie wurden bereits in folgenden Publikationen veröffentlicht:

Hoedemaker M. Abschlussbericht: Tiergesundheit, Hygiene und Biosicherheit in deutschen Milchkuhbetrieben – eine Prävalenzstudie (PraeRi). 2020: <https://ibei.tiho-hannover.de/praeRi/pages/69>. 29.01.2021.

Wenzel C, Forstmaier T. Paramphistomidose beim Rind in Deutschland. In: Tagungsunterlagen Rindertagung DVG Vet-Congress Berlin: DVG 2019: 137-142.

Wenzel C, Forstmaier T, Knubben-Schweizer G, Strube C. Eine Prävalenzstudie zur Paramphistomidose bei Rinderherden in Deutschland. In: Tagung der DVG-Fachgruppe Parasitologie und Parasitäre Krankheiten Leipzig: DVG 2019: 235-237.



## INHALTSVERZEICHNIS

<b>I.</b>	<b>EINLEITUNG .....</b>	<b>1</b>
<b>II.</b>	<b>LITERATURÜBERSICHT .....</b>	<b>3</b>
<b>1.</b>	<b>Pansenegel.....</b>	<b>3</b>
1.1.	Systematik .....	3
1.2.	Entwicklungszyklus .....	4
1.2.1.	Zwischenwirt.....	6
1.3.	Pathogenese und Krankheitsbild .....	8
1.3.1.	Klinische Symptomatik .....	8
1.3.2.	Pathologie.....	9
1.3.3.	Immunität .....	10
1.4.	Diagnostik .....	11
1.5.	Therapie.....	14
1.6.	Mischinfektionen mit <i>Fasciola hepatica</i> .....	16
<b>2.</b>	<b>Verbreitung.....</b>	<b>17</b>
2.1.	Allgemeines.....	17
2.2.	Historie in Deutschland.....	17
2.3.	Forschung in Europa .....	20
2.4.	Forschung weltweit .....	26
<b>III.</b>	<b>MATERIAL UND METHODEN .....</b>	<b>29</b>
<b>1.</b>	<b>Projektbeschreibung .....</b>	<b>29</b>
<b>2.</b>	<b>Datengrundlage .....</b>	<b>30</b>
2.1.	Betriebsanzahl .....	30
2.2.	Probenherkunft .....	31
2.3.	Probenahme .....	33
2.4.	Fragebogen .....	33
<b>3.</b>	<b>Untersuchungstechniken .....</b>	<b>35</b>
3.1.	Sedimentation.....	35
3.2.	Speziesbestimmung .....	36
<b>4.</b>	<b>Statistische Auswertung.....</b>	<b>37</b>

<b>IV.</b>	<b>ERGEBNISSE .....</b>	<b>39</b>
<b>1.</b>	<b>Allgemeines .....</b>	<b>39</b>
1.1.	Untersuchte Betriebe .....	39
1.2.	Zeitlicher Verlauf der Untersuchungen .....	39
<b>2.</b>	<b>Prävalenz.....</b>	<b>43</b>
2.1.	Übersicht über die Untersuchungsergebnisse .....	43
2.2.	Pansenegelprävalenz in Deutschland .....	44
2.3.	Leberegelprävalenz in Deutschland .....	44
2.4.	Pansenegelprävalenz in den einzelnen Regionen.....	44
2.5.	Leberegelprävalenz in den einzelnen Regionen.....	46
2.6.	Mischinfektionen.....	47
2.7.	Pansenegelprävalenz in Bayern und Niedersachsen .....	48
2.8.	Leberegelprävalenz in Bayern und Niedersachsen .....	48
2.9.	Verteilung der Pansenegelspezies in Deutschland .....	48
<b>3.</b>	<b>Auswertung des Fragebogens.....</b>	<b>49</b>
3.1.	Nutzungsrichtung .....	49
3.2.	Rassenverteilung .....	50
3.2.1.	Milchviehbetriebe.....	50
3.2.2.	Mutterkuhhaltungen .....	52
3.3.	Bewirtschaftung .....	53
3.4.	Weidegang und Frischgrasfütterung .....	54
3.5.	Betroffene Altersgruppe bei positiv getesteten Betrieben.....	59
3.6.	Entwurmung .....	60
3.7.	Vorauswahl bei Teilnahme.....	63
<b>V.</b>	<b>DISKUSSION .....</b>	<b>65</b>
<b>1.</b>	<b>Studienpopulation und Untersuchungstechnik .....</b>	<b>65</b>
1.1.	Analyse der untersuchten Stichprobe .....	65
1.2.	Probenahme und Untersuchungstechnik .....	66
1.3.	Zeitlicher Verlauf der Untersuchungen .....	70
<b>2.</b>	<b>Prävalenz.....</b>	<b>71</b>
2.1.	Pansenegelprävalenz .....	71
2.2.	Leberegelprävalenz .....	74
2.3.	Mischinfektionen.....	74

---

2.4.	Pansenegelspezies .....	75
2.5.	Einfluss der Variablen auf die Prävalenz .....	76
<b>3.</b>	<b>Fazit und Ausblick .....</b>	<b>80</b>
<b>VI.</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG .....</b>	<b>85</b>
<b>VII.</b>	<b>SUMMARY.....</b>	<b>87</b>
<b>VIII.</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS .....</b>	<b>89</b>
<b>IX.</b>	<b>ANHANG .....</b>	<b>109</b>
<b>1.</b>	<b>Abbildungsverzeichnis .....</b>	<b>109</b>
<b>2.</b>	<b>Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>110</b>
<b>3.</b>	<b>Materialliste .....</b>	<b>111</b>
<b>4.</b>	<b>Anleitung für die Kotprobenentnahme .....</b>	<b>112</b>
<b>5.</b>	<b>Fragebogen.....</b>	<b>113</b>
<b>X.</b>	<b>DANKSAGUNG .....</b>	<b>115</b>



**ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS**

<b>Abkürzung</b>	<b>Beschreibung</b>
$\alpha$	alpha (Signifikanzniveau)
BV	Braunvieh
<i>C. calicophorum</i>	<i>Calicophoron calicophorum</i>
<i>C. daubneyi</i>	<i>Calicophoron daubneyi</i>
<i>C. microbothrium</i>	<i>Calicophoron microbothrium</i>
dNTP	Desoxyribonukleosidtriphosphate
ELISA	Enzym-linked Immunosorbent Assay (Antikörper-basiertes Nachweisverfahren mit enzymatischer Farbreaktion)
EpG	Eizahl pro Gramm Kot
<i>F. hepatica</i>	<i>Fasciola hepatica</i> (großer Leberegel, in dieser Arbeit zur Vereinfachung häufig nur als „Leberegel“ bezeichnet)
FL	Fleckvieh
FU	Freie Universität Berlin
<i>G. truncatula</i>	<i>Galba truncatula</i> (Syn.: <i>Lymnaea truncatula</i> )
HI-Tier	Herkunftssicherungs- und Informationssystem für Tiere
HOL	Holstein (Schwarz- und Rotbunte)
IFAT	Immunfluoreszenzantikörpertest
IgG	Immunglobulin G
ITS	internal transcribed spacer (nichtfunktionelle Nukleotidsequenz der ribosomalen RNA; wird aufgrund geringer Variabilität häufig zur Speziesbestimmung herangezogen)
KGW	Körpergewicht
KI	Konfidenzintervall
LE	Leberegel (großer Leberegel <i>Fasciola hepatica</i> )
<i>L. glabra</i>	<i>Lymnaea glabra</i>
LMU	Ludwig-Maximilians-Universität München
LW	Landwirt*in(nen)
n	Anzahl untersuchter Betriebe
NCBI	National Center for Biotechnology Information (Nationales Zentrum für Biotechnologieinformation)
p	Signifikanzwert
<i>P. cervi</i>	<i>Paramphistomum cervi</i>



PCR	polymerase chain reaction (Polymerasekettenreaktion; enzymabhängiges Verfahren zur Vervielfältigung von DNA-Sequenzen)
PE	Pansenegel
p. i.	post infectionem (nach der Infektion)
<i>P. ichikawai</i>	<i>Paramphistomum ichikawai</i>
<i>P. leydeni</i>	<i>Paramphistomum leydeni</i>
PraeRi	Prävalenzstudie zur Tiergesundheit, Hygiene und Biosicherheit in deutschen Milchviehbetrieben der TiHo Hannover, FU Berlin und LMU München
rDNA	ribosomale DNA
SDS-PAGE	sodium dodecyl sulfat polyacrylamid gelelectrophoresis (Natriumdodecylsulfat- Polyacrylamidgelelektrophorese)
spp.	Spezies, Mehrzahl
TA	Tierarzt*in(nen)
TGD	Tiergesundheitsdienst
TiHo	Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
TSK	Tierseuchenkasse

## I. EINLEITUNG

Die Paramphistomidose bezeichnet die Infektion mit Trematoden der Familie Paramphistomidae. Dazu zählen unter anderem die Arten *Paramphistomum cervi*, *Paramphistomum leydeni* sowie *Calicophoron daubneyi* (EDUARDO, 1982). Letztere ist die in Europa mittlerweile am häufigsten nachgewiesene Pansenegelart (GORDON et al., 2013). Pansenegel entwickeln sich über ein Zwischenwirtstadium. *C. daubneyi* hat dabei den gleichen Zwischenwirt wie der große Leberegel *Fasciola hepatica*, die Zwergschlammschnecke *Galba truncatula* (DINNIK, 1962). Nach der Aufnahme der Metazerkarien exzystieren sich die Jungegel im Duodenum und heften sich dort an die Schleimhaut an (DEPLAZES et al., 2020a). Diese sogenannte intestinale Paramphistomidose kann zu Kachexie und Durchfall sowie bei massivem Befall zum Tod führen (MASON et al., 2012; MILLAR et al., 2012; O'SHAUGHNESSY et al., 2017). Nach Abschluss der Entwicklung erfolgt die Rückwanderung der nun adulten Egel in den Pansen. Dort beginnen sie mit der Eiablage. Diese ruminale Paramphistomidose verläuft meist inapparent (MILLAR et al., 2012).

In den letzten Jahrzehnten hat sich der Befall mit Pansenegeln in Süd-, West- und Nordeuropa als weitaus größeres Problem dargestellt, als zuvor vermutet wurde (HUSON et al., 2017). Die Infektion mit sowie die Verbreitung dieser Parasiten rückte deshalb immer mehr in den Fokus aktueller Forschung. So wurden bei Rindern in Spanien Prävalenzen von 29,2 % bis 36 % (DIAZ et al., 2007; GONZALEZ-WARLETA et al., 2013), in Frankreich durchschnittlich 20 % (SZMIDT-ADJIDE et al., 2000), in den Niederlanden 15,8 % (PLOEGER et al., 2017), in Wales 59 % (JONES et al., 2017a) und in Irland bis zu 42,5 % (TOOLAN et al., 2015) festgestellt. Bei Schafen verhält es sich ähnlich mit Prävalenzen von 16,2 % in Süditalien (CRINGOLI et al., 2004), 8,0 % in den Niederlanden (PLOEGER et al., 2017), 42 % in Wales (JONES et al., 2017a) sowie 22 % bis 77,3 % in Irland (TOOLAN et al., 2015; MARTINEZ-IBEAS et al., 2016).

Aktuell gibt es für Deutschland keine vergleichbaren Zahlen zum Vorkommen der Paramphistomidose bei Rindern. In den Jahren 1950 bis 2000 wurden Pansenegel nur vereinzelt nachgewiesen (WENZEL et al., 2019). Allerdings kam durch neuere Funde der Verdacht auf, dass sich diese Parasitose auch hierzulande ausbreitet (BAUER et al., 2015; MAY et al., 2019). Das Ziel der vorliegenden Arbeit war es daher, die Prävalenz mittels koproskopischer Untersuchung festzustellen. Außerdem wurde bei positiven Proben jeweils die Spezies bestimmt.



## II. LITERATURÜBERSICHT

### 1. Pansenegel

#### 1.1. Systematik

Pansenegel gehören zum Stamm der Platyhelmintha (Plattwürmer), genauer zum Unterstamm der Trematoda (Saugwürmer) und dort der Klasse Digenea und der Ordnung Amphistomida an. Der Begriff Amphistomida kommt aus dem Griechischen und bedeutet übersetzt „Mund auf beiden Seiten“. Dies bezieht sich auf den Bauchsaugnapf (Acetabulum), der am Hinterende der birnenförmigen Egel sitzt, während der Mund (Pharynx) am Vorderende lokalisiert ist. Die Parasiten der Familie Paramphistomidae werden circa 3 - 12 mm lang und 2 - 6,5 mm breit (DEPLAZES et al., 2020a). Diese Familie wurde zum ersten Mal von FISCHOEDER (1901) in der Literatur erwähnt. Zur Unterfamilie der Paramphistominae zählen unter anderem die Gattungen *Paramphistomum*, *Calicophoron* und *Cotylophoron*. Diese wurden ursprünglich anhand von morphologischen Merkmalen differenziert. Dazu zählen zum Beispiel Form und Größe, Oesophagus, Genitalorgane und Papillen. Zusätzlich konnte man histologisch Acetabulum, Pharynx und Genitalöffnung zur Unterscheidung heranziehen (EDUARDO, 1982).

In dieser Arbeit wird vor allem auf die drei folgenden Pansenegelarten näher eingegangen: 1.) *Paramphistomum cervi* - galt lange Zeit als in Europa am weitesten verbreitet. 2.) *Paramphistomum leydeni* - wurde anfangs als reines Synonym für *P. cervi* angesehen (SEY, 1980), ist einige Jahre später aber als eigene Art bestätigt worden (SEY, 1991). 3.) *Calicophoron daubneyi* - wurde 1962 in Kenia entdeckt und noch unter dem Namen *Paramphistomum daubneyi*<sup>1</sup> veröffentlicht (DINNIK, 1962). Knapp zwei Jahrzehnte später wurde dieser Pansenegel auch in Europa nachgewiesen (SEY, 1980) und der Gattung *Calicophoron* zugeordnet (EDUARDO, 1982).

Da einige morphologische Merkmale innerhalb einer Art variieren können, kam es vor allem in Europa fälschlicherweise häufiger zur Bestimmung neuer Spezies.

---

<sup>1</sup> Wird deshalb in älteren Publikationen noch als *P. daubneyi* bezeichnet, wird in dieser Arbeit aber zur besseren Verständlichkeit einheitlich „*C. daubneyi*“ genannt. Dies gilt auch für *Paramphistomum/Calicophoron microbothrium*.

Viele von ihnen kennt man heute als Synonyme für bereits bestehende Pansenegelarten (KAMBUROV, 1976). Mitte des 20. Jahrhunderts beispielsweise wurden in Großbritannien *Paramphistomum hiberniae* und *Paramphistomum scotiae* entdeckt (WILLMOTT, 1950). Diese wurden später jedoch als *P. cervi* identifiziert (KAMBUROV, 1976; SEY, 1980). Demgegenüber kam es aber auch vor, dass eine als reines Synonym angesehene Bezeichnung für dieselbe Art später als eigene Spezies anerkannt wurde. *P. leydeni* wurde als Beispiel hierfür bereits genannt, aber auch *C. daubneyi* und *Calicophoron microbothrium* wurden einige Jahre als Synonyme verwendet. Die Differenzierung erfolgte durch die Bestimmung der Zwischenwirte, die jeweils einer anderen Familie angehören (SEY, 1980).

## 1.2. Entwicklungszyklus

Pansenegel haben einen diheteroxenen Zyklus. Das bedeutet, ein Zwischenwirt ist für die Entwicklung zwingend notwendig. Als solcher dienen *P. cervi*, *P. leydeni* und weiteren *Paramphistomum* Spezies (spp.) Süßwasserschnecken der Familie Planorbidae (Tellerschnecken), unter anderem *Planorbis planorbis* (DEPLAZES et al., 2020a). Dagegen wurde als Zwischenwirt von *C. daubneyi* bereits 1962 die Zwergschlamm Schnecke *Galba* (Syn.: *Lymnaea*) *truncatula*<sup>2</sup> entdeckt (DINNIK, 1962). Sie ist eine Wasserlungenschnecke und zählt zur Familie der Lymnaeidae (Schlamm Schnecken) (DEPLAZES et al., 2020a).

Der Zyklus beginnt mit dem Ausscheiden von Eiern mit dem Kot infizierter Tiere (HORAK, 1971). Im feuchten Milieu entwickeln sich darin Mirazidien. Die von *P. cervi* beispielsweise benötigen dazu eine Temperatur von mehr als 10 °C. Wird die Temperatur jedoch zu hoch (ab 36 °C), so führt dies zu einer verkürzten Lebensdauer und verringerten Aktivität. Die fertig entwickelten Mirazidien schlüpfen, wenn sie durch Licht und erhöhte Temperaturen gereizt werden. Bei *P. cervi* ist dies bereits ab 13 °C möglich, besser sind jedoch höhere Temperaturen um 22 °C (KRANEBURG, 1977). Normalerweise schwimmen die Mirazidien geradeaus umher. Befinden sie sich allerdings in der Nähe von Zwischenwirtsschnecken, so bewegen sie sich in kleinen elliptischen Bahnen um diese herum (HORAK, 1971) und versuchen sich bei wärmeren Temperaturen in die Schnecken einzubohren (für *P. cervi* beträgt die erforderliche Temperatur

---

<sup>2</sup> Wird in dieser Arbeit einheitlich „*G. truncatula*“ genannt, auch wenn die Schnecke in der Originalpublikation als „*L. truncatula*“ bezeichnet wird.

20 °C). Im Zwischenwirt erfolgt die Weiterentwicklung der Parasiten über verschiedene Stadien (Sporozysten, Redien und teilweise Tochterredien) bis hin zu Zerkarien. Sind die Zerkarien vollständig ausgereift, schlüpfen sie aus der Schnecke aus, vorausgesetzt es herrscht eine gewisse Außentemperatur. Bei *P. cervi* zum Beispiel beträgt die Mindesttemperatur 18 °C. Stimuliert werden sie dabei zusätzlich durch Lichtreize (KRANEBURG, 1977). Sind die Schnecken täglichen Temperaturschwankungen zwischen 6 °C und 20 °C ausgesetzt, erhöht dies zusätzlich die Aktivität der Zerkarien von *C. daubneyi* (ABROUS et al., 1999b). Infizierte Schnecken können bis zu einem Jahr überleben und Zerkarien ausscheiden (HORAK, 1971). Die freien Zerkarien schwimmen zuerst im Wasser und enzystieren sich nach wenigen Stunden an Pflanzenteilen zu Metazerkarien. Dies ist das für den Endwirt infektiöse Stadium (KRANEBURG, 1977). Die Lebensfähigkeit der Metazerkarien sinkt mit Trockenheit und bei Kontamination mit Schimmelpilzen (HORAK, 1962) sowie bei beschädigter Zystenhülle und nach Durchfrieren im Wasser (KRANEBURG, 1977).

Der weitere Entwicklungszyklus der Pansenegel findet im Endwirt nach der Aufnahme von mit Metazerkarien kontaminiertem Futter auf der Weide statt (HORAK, 1971). In wärmeren Regionen können sich Tiere das ganze Jahr über mit Metazerkarien infizieren (ARIAS et al., 2011), vorausgesetzt sie haben ganzjährigen Weidegang. Zu den Endwirten zählen Wiederkäuer wie Rinder (*Bos taurus*), Schafe (*Ovis aries*), Ziegen (*Capra hircus*), Mufflons (*Ovis musimon*), Rotwild (*Cervus elaphus*), Damwild (*Dama dama*) und Rehwild (*Capreolus capreolus*); außerdem Wasserbüffel (*Bubalus bubalis*), Rentiere (*Rangifer tarandus*), Elche (*Alces alces*) und das Wisent (*Bison bonasus*) (SEY, 1980). In seltenen Fällen sind auch Neuweltkameliden betroffen (BAUER et al., 2015). Bei Rindern haben Untersuchungen gezeigt, dass sich Tiere ungeachtet der Rasse mit Pansenegeln infizieren können (ARIAS et al., 2011; BELLET et al., 2016).

Die Metazerkarien gelangen in den Dünndarm. In den ersten Metern des Duodenums exzystieren sie sich und heften sich als juvenile Pansenegel an die Darmwand an (HORAK, 1967). Für das Exzystieren im Magen-Darm-Trakt sind Salzsäure, Trypsin und Gallensalze essenziell (HORAK, 1962). Die Wanderung der juvenilen Stadien von *P. cervi* in den Pansen bei Rind und Schaf beginnt circa ab dem 34. Tag post infectionem (p. i.) und ist um den 70. Tag p. i. abgeschlossen

(KRANEBURG, 1978b). Bevor sie in den Pansen gelangen können, müssen die Parasiten eine bestimmte Größe erreicht haben (HORAK, 1967). Im Pansen siedeln sich die adulten Egel der Art *C. daubneyi* bevorzugt im Pansenvorhof und am Übergang zwischen Pansen und Haube an (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013), während *C. microbothrium* hauptsächlich an den Pansenpfeilern zu finden ist (MAVENYENGWA et al., 2005). Adulte Egel der Art *P. cervi* wurden bei einem Schaf vor allem im Pansenvorhof, einige wenige jedoch auch im Netzmagen und im Labmagen gefunden (CRAIG & DAVIES, 1937). Die Präpatenz von *P. cervi* wird bei Rind und Schaf mit 103 bis 115 Tage angegeben. Der Höhepunkt der Patenz wird etwa 9 bis 14 Monate p. i. erreicht, die Ausscheidung von Eiern durch die Parasiten bleibt bei Rind und Reh aber noch längere Zeit hoch (KRANEBURG, 1978b). Die schnellste Entwicklung mit den höchsten Eiausscheidungsraten von *C. microbothrium* wurde im Vergleich mit Schafen und Ziegen bei Rindern beobachtet (HORAK, 1967). Diese Zahlen werden jedoch von *P. cervi* in Rehen übertroffen (KRANEBURG, 1978b). Deshalb werden Wildwiederkäuer häufig als Reservoir für Pansenegel angesehen (O'TOOLE et al., 2014), auch wenn in manchen Regionen trotz infizierter Rinder keine Pansenegel-positiven Rehe gefunden werden konnten (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013). In kälteren Regionen überwintern die Parasiten vermutlich auch in den Zwischenwirten (KRANEBURG, 1977).

### 1.2.1. Zwischenwirt

Zwischenwirte der *Paramphistomum* spp. wie *P. cervi* und *P. leydeni* sind Wasserlungenschnecken der Familie Planorbidae (Tellerschnecken). Sie leben in seichten, pflanzenreichen Gewässern, zum Teil aber auch in sumpfigen Gebieten (DEPLAZES et al., 2020a). Im Gegensatz dazu hat *C. daubneyi* die Zwergschlammschnecke *G. truncatula* als Zwischenwirt. Diese Süßwasserschnecke zählt zwar auch zur Ordnung der Pulmonata (Lungenschnecken), genauer aber zur Familie der Lymnaeidae (Schlammschnecken) (DEPLAZES et al., 2020a). Da in Europa hauptsächlich *C. daubneyi* gefunden wird (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013; JONES et al., 2017a; MAY et al., 2019), liegt das Hauptaugenmerk der Forschung über seinen Zwischenwirt auf dieser Schnecke (AUGOT et al., 1996; RONDELAUD et al., 2007; JONES et al., 2017b). Sie benötigt eine feuchte Umgebung, beispielsweise Quellwasser, Gräben, Entwässerungsfurchen oder sumpfige Stellen (SCHWEIZER

et al., 2007). Auch regelmäßig überschwemmte Gebiete auf Wiesen (O'SHAUGHNESSY et al., 2017) und Ränder von flachen Bachläufen, wo das Wasser stillsteht oder nur sehr langsam fließt, können zu ihren Habitaten zählen (ABROUS et al., 2000; SCHWEIZER et al., 2007). Kurzfristig können außerdem Sekundärhabitate entstehen, in denen sich die Schnecken nicht dauerhaft aufhalten (SCHADE-WESKOTT, 2019). Betrachtet man die Wahrscheinlichkeit für das Auftreten von Zwischenwirtshabitaten in einer Risikoanalyse, sind vor allem die Faktoren Vegetation, Niederschlag, Bodendrainage und Bodenbedeckung entscheidend (NARANJO-LUCENA et al., 2018). So ist die Wahrscheinlichkeit für das Vorkommen von Zwergschlammschnecken an einem Ort hoch, wenn dort Feuchtflächen, Hangwasseraustritte oder Gewässer im Umkreis von 100 m sowie Bäume und Sträucher vorhanden sind (RÖßLER, 2016). Auch ein Modell aus Italien betrachtete eine durchgehende Vegetationsbedeckung und das Vorhandensein von nassen Stellen als erforderlich für das Vorkommen von Zwischenwirtshabitaten und somit auch eine Infektion von Wiederkäuern mit Pansenegeln (CRINGOLI et al., 2004). Durch sehr starke Regenfälle kann es dazu kommen, dass die Schnecken und Larvenstadien der Parasiten weggeschwemmt werden und als Folge dessen keine Infektion mehr stattfinden kann (RAPSCH et al., 2008; IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016). Die Zwischenwirte können auf diesem Weg über weite Strecken passiv verbreitet werden und sich in neuen Habitaten ansiedeln. In Mittel- und Westeuropa ist die Population im Spätsommer und Herbst am größten, deshalb herrscht zu dieser Zeit ein erhöhtes Ansteckungsrisiko für Weidetiere (DEPLAZES et al., 2020a). Bei starker Hitze in den Sommermonaten kann es allerdings zum Absterben eines großen Teils der Zwergschlammschneckenpopulation kommen (SCHADE-WESKOTT, 2019).

Bezüglich der Funktion als Zwischenwirt liegt die Besonderheit von *G. truncatula* vor allem darin, dass sie auch Zwischenwirt des großen Leberegels *Fasciola hepatica* ist. Es kommt sogar vor, dass beide Parasiten gleichzeitig in einer Schnecke zu finden sind (JONES et al., 2015). Dies geschieht aber nur dann, wenn der Eintritt beider Mirazidien innerhalb eines definierten Zeitraums erfolgt (AUGOT et al., 1996). Danach ist eine der beiden Spezies dominant und entwickelt sich im Verdauungstrakt der Schnecke, während die zweite auf andere Organe ausweichen muss und dort nur wenige Redien ausbildet (RONDELAUD et al., 2007). Eine natürliche Mischinfektion ist jedoch als sehr selten anzusehen. Je



größer eine Schnecke wird, umso höher ist die Wahrscheinlichkeit einer Infektion mit *F. hepatica* und umso geringer die einer Infektion mit *C. daubneyi* (IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016). Neben *G. truncatula* kann auch *Lymnaea glabra*, die ebenfalls zur Familie der Schlammschnecken gehört, als Zwischenwirt für *C. daubneyi* und *F. hepatica* dienen. Die Infektionsrate dieser Schnecken ist vor allem dann hoch, wenn der sonst übliche Zwischenwirt im Habitat nicht vorhanden ist (ABROUS et al., 1999a). Auch diese Spezies kann beide Parasiten simultan beherbergen. Bei einer Mischinfektion werden die Zerkarien von Pansenegeln und großem Leberegel sowohl bei *G. truncatula* als auch bei *L. glabra* gleichzeitig und in Wellen ausgeschieden. Allerdings zeigt sich, dass die Produktion von Metazerkarien beider Trematoden in *L. glabra* niedriger ist als in *G. truncatula*, was auf eine noch unvollständige Anpassung der Parasiten an die Schnecke hindeutet (VIGNOLES et al., 2017).

### **1.3. Pathogenese und Krankheitsbild**

Man unterscheidet die intestinale und die ruminale Phase der Paramphistomidose (DEPLAZES et al., 2020a). Die intestinale Infektion ist im Hinblick auf eine klinische Erkrankung bedeutsamer, weil die juvenilen Pansenegel die Darmmukosa schädigen, indem sie sich mit ihrem Acetabulum in der Darmwand verankern. Dies führt zur Zerstörung und Fusion von Darmzotten, einer hochgradigen Entzündungsreaktion und einer Darmwandverdickung (ROLFE et al., 1994). Der Befall mit adulten Pansenegeln wurde dagegen bei Rindern bisher als relativ harmlos angesehen (FUERTES et al., 2015).

#### **1.3.1. Klinische Symptomatik**

Die intestinale, auch akute Paramphistomidose, kommt bei Schafen aller Altersgruppen vor, bei Rindern jedoch meist nur bei Kälbern und Jungrindern (FORBES, 2018). Dies ist auch dann der Fall, wenn die adulten Rinder dieselben Wiesen beweiden wie die Jungtiere (ROLFE et al., 1991; MILLAR et al., 2012). Häufige klinische Symptome dieser Phase der Infektion sind Schwäche, Gewichtsverlust, Anorexie und Diarrhoe, die bei sehr hohen Infektionsdosen zum Tod führen können (ROLFE et al., 1991; FOSTER et al., 2008; MILLAR et al., 2012). Die oft sehr wässrige Diarrhoe entwickelt sich zwei bis vier Wochen nach der Infektion. Der Kot kann unreife Würmer oder Blut enthalten, da in chronischen Fällen rektale Hämorrhagien entstehen können (HORAK, 1971). Andere

Autor\*innen beschreiben zusätzlich submandibuläre Ödeme (ROLFE et al., 1991), Anämie (DORNY et al., 2011) oder Polydipsie (HORAK, 1971). Auch beobachtete Leistungsminderungen werden vornehmlich der intestinalen Paramphistomidose zugeschrieben (BOCH et al., 1983).

In der ruminalen Phase der Paramphistomidose wurde teilweise trotz pathologischer Veränderungen im Pansen von Rindern keine klinische Erkrankung beobachtet (FUERTES et al., 2015). Eine Studie aus Australien konnte keinen Effekt auf die Milchleistung bei Kühen durch die Therapie einer Pansenegelinfektion feststellen, obwohl die Behandlung nachweislich die Eizahl pro Gramm Kot (EpG) reduzierte (SPENCE et al., 1996). Manche Tiere entwickeln jedoch auch hierbei Diarrhoe (DORNY et al., 2011; MALRAIT et al., 2015) und Anämie (DORNY et al., 2011).

In Süd-, West- und Nordeuropa sind bisher nur wenige Paramphistomidosefälle mit letalem Ausgang sowohl bei Rindern (O'SHAUGHNESSY et al., 2017) als auch bei Schafen (MASON et al., 2012) publiziert worden. Das Auftreten eines neuen, hochpathogenen Subtyps von *C. daubneyi* konnte in einem Fallbericht aus Irland ausgeschlossen werden (O'SHAUGHNESSY et al., 2017). In Irland treten Todesfälle infolge einer Leberegelinfektion häufiger auf als infolge einer Pansenegelinfektion (TOOLAN et al., 2015).

### 1.3.2. Pathologie

In der Histopathologie kann man eine hochgradige lymphoplasmazelluläre Duodenitis und Enteritis in Kombination mit einer eher milden lymphoplasmazellulären Ruminitis und Abomasitis erkennen (MASON et al., 2012). Zudem wurde eine Lymphadenopathie der Mesenteriallymphknoten beobachtet (MILLAR et al., 2012), aber auch andere regionale Lymphknoten des Magen-Darm-Traktes können vergrößert sein (FUERTES et al., 2015).

Veränderungen im Dünndarm konzentrieren sich auf die ersten Meter des Duodenums, insbesondere rund um die Pylorusregion, können aber auch das Jejunum betreffen. Sie verschlimmern sich sowohl in Abhängigkeit von der Stärke der Infektion als auch von ihrer Dauer und können über den Zeitraum der intestinalen Phase hinaus persistieren. Die Lage der juvenilen Parasiten im Darm variiert. Diese befinden sich an den Zotten verankert frei im Lumen oder eingebettet in die Mukosa (ROLFE et al., 1994). Die Einwanderung in die Darmwand erklärt

die entstehenden pathologischen Veränderungen. Häufig beobachtet werden eine Degeneration und Fusion der Darmzotten, eine Verdickung der Submukosa, Dilatation der Brunner-Drüsen und eine Hyperplasie der Peyer-Platten sowie der Becherzellen. In der Lamina propria findet man vor allem eosinophile Granulozyten, Mastzellen und andere Entzündungszellen (ROLFE et al., 1994; MAVENYENGWA et al., 2005).

Im Labmagen zeigen sich bei manchen Tieren keine Veränderungen (ROLFE et al., 1994), bei anderen jedoch Geschwüre und punktuelle Hämorrhagien vor allem in der Pylorusregion. Die Veränderungen im Pansen fallen an den Ansatzstellen der Parasiten auf. Dort sind die Pansenzotten verkürzt und mitunter nekrotisch oder ulzeriert. Die Schleimhaut zeigt eine parakeratotische Hyperkeratose und in der Histopathologie finden sich eingewanderte Entzündungszellen. Auch hier korreliert die Intensität der Veränderungen mit dem Befall. Zusammenfassend kann man diese Veränderungen als chronische Entzündungsreaktion bezeichnen (FUERTES et al., 2015).

### **1.3.3. Immunität**

HORAK (1971) hatte bereits vermutet, dass die Abwesenheit einer klinischen Erkrankung bei adulten Rindern auf einer Immunität beruht, die den Wirt vor einer weiteren Infektion schützt, auch wenn er gleichzeitig Eier von *C. microbothrium* mit dem Kot ausscheidet. Diese Ansicht wurde später von anderen Autor\*innen geteilt (ROLFE et al., 1991). In einer experimentellen Studie mit *C. microbothrium*, in der einige Rinder zuerst mit einer niedrigen Anzahl an Metazerkarien infiziert wurden und etwas später mit einer hohen Dosis derselben Spezies, wurde diese Annahme bestätigt. Die Tiere, die auf diese Weise immunisiert wurden, wiesen bei der zweiten Infektion einen geringeren Befall mit Pansenegeln auf als die Kontrollgruppe. Zudem befanden sich mehr eosinophile Granulozyten und Mastzellen in der Dünndarmmukosa der Versuchstiere. Die Autor\*innen halten es daher für sehr wahrscheinlich, dass Rinder eine Immunität gegen die Infektion mit *C. microbothrium* entwickeln können (MAVENYENGWA et al., 2008). Diese kann sich jedoch nur dann ausbilden, wenn die Parasiten ihren normalen Lebenszyklus im Wirt durchlaufen können. Eine orale Eingabe adulter Pansenegel, die sich direkt im Pansen ansiedeln können, hat demnach keinen Einfluss auf die Ausbildung einer Immunität (HORAK, 1971). Auch Schafe sollen nach überstandener Primärinfektion teilweise gegen Reinfektionen geschützt sein und

nur noch geringe Parasitenzahlen aufweisen (ROJO-VAZQUEZ et al., 2012). Allgemein entwickeln Rinder aber eine bessere Immunität gegen die Infektion als Schafe (HORAK, 1967). Demgegenüber steht die Tatsache, dass auch *C. daubneyi* beispielsweise geeignete Abwehrmaßnahmen gegen die Immunantwort des Wirtes besitzt, um eine initiale Infektion in der Schleimhaut des Duodenums hervorzurufen. Die genauen Ausmaße dessen müssen aber in weiteren Studien erst noch erforscht werden (HUSON et al., 2020).

#### **1.4. Diagnostik**

Die Koproskopie ist momentan die einzige praktikable Methode in der Diagnostik der Pansenegelinfection bei lebenden Tieren, obwohl man damit nur patente Infektionen ermitteln kann (SARGISON et al., 2016). Als weiteres bewährtes Verfahren gilt die Untersuchung der Vormägen bei geschlachteten, verendeten oder euthanasierten Tieren. In Spanien wurde festgestellt, dass durch die Kotuntersuchung nicht alle Infektionen entdeckt werden konnten, die später durch Inspektion der Vormägen bestätigt wurden (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013). In einigen anderen Studien, bei denen diese beiden Methoden verglichen wurden, konnten jedoch keine nennenswerten Unterschiede in der Genauigkeit festgestellt werden (RIEU et al., 2007; MALRAIT et al., 2015).

Die Sedimentation ist das am häufigsten durchgeführte koproskopische Verfahren. Hierbei wird zuerst eine Kot-Wasser-Suspension hergestellt. Diese wird durch ein Sieb gewaschen, anschließend lässt man sie mehrmals sedimentieren und durchsucht schließlich das letzte Sediment unter dem Mikroskop nach Parasiteneiern. Mit derselben Methode lassen sich auch die Eier von *F. hepatica* erfassen (DEPLAZES et al., 2020b). Da die Eier von Pansenegeln und großem Leberegel ähnlich aussehen, ist es häufig schwierig, diese unter dem Mikroskop zu unterscheiden. Um sie zumindest vom übrigen Sediment abgrenzen zu können, ist es möglich, Methyleneblau als Kontrastmittel hinzuzugeben. Bei beiden Parasiten sind die Eier oval, die der Pansenegel sind jedoch etwas größer und transparent, während die von *F. hepatica* goldgelb aussehen (DE WAAL, 2010). Pansenegeleier enthalten zudem große Granula im Inneren (PHIRI et al., 2006). Als Ausgangsproben für die Sedimentation kann man Einzeltier- oder Sammelkotproben verwenden. Mangels Alternativen spielt die Koproskopie trotz einer eher geringen Sensitivität von 60 - 70 % beim Rind (DEPLAZES et al., 2020b) immer noch eine große Rolle. Sie besitzt aber eine hohe Spezifität und ist

außerdem kostengünstig und einfach zu handhaben (GRAHAM-BROWN et al., 2019).

Man muss jedoch anmerken, dass die Sedimentation, obwohl die Grundsätze gleichbleiben, je nach Labor verschieden durchgeführt wird. Unterschiede bestehen in der Menge an Kot, die als Ausgangsprobe verwendet wird; in der Zeit, während derer die Probe sedimentiert sowie den jeweiligen Siebgrößen. Außerdem in der Methode, um den Überstand zu entfernen und darin, ob die EpG berechnet wird oder nicht. Folgend einige Beispiele: Im Lehrbuch der „Parasitologie für die Tiermedizin“ werden 5 – 10 g Kot mit Wasser zu einer homogenen Suspension verrührt und anschließend durch ein Sieb mit Maschenweite 250 – 300 µm in ein Becherglas überführt. Der Sedimentationsvorgang beschränkt sich auf ein- bis zweimal für jeweils 3 Minuten (DEPLAZES et al., 2020b). In einer irischen Studie wurden als Ausgangsprobe 3 g Kot verwendet. Die erste Sedimentation dauerte 10 Minuten, darauffolgend wurde alle 5 Minuten der Überstand abgegossen und das Becherglas neu mit Wasser aufgefüllt bis der Überstand nach der Sedimentation klar war. Das Sediment wurde mit zwei Tropfen Methylenblau versetzt und in einer Petrischale qualitativ auf das Vorkommen von Eiern untersucht (TOOLAN et al., 2015). Andere Autor\*innen aus Irland verwendeten circa 5 g Kot und kategorisierten die Ergebnisse in 0 (negativ), +, ++ und +++ (ZINTL et al., 2014). In einer spanischen Arbeit wurden 10 g Kot verwendet und der ursprünglichen Suspension Glasperlen hinzugesetzt, um die Probe besser zu homogenisieren. Die Probe wurde durch ein 150 µm Sieb gegossen und dreimal für je 20 Minuten sedimentiert. Dem so erhaltenen Sediment wurde so viel Wasser hinzugegeben bis 10 ml erhalten wurden. Davon wurde 1 ml unter dem Mikroskop untersucht und die EpG berechnet (IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016). In Wales hingegen wurden ungefähr 20 g Kot verwendet, der mit Wasser vermischt und zuerst durch ein 300 µm Sieb, dann ein 150 µm und schließlich durch ein 45 µm Sieb gegossen wurde. Das Material, das im 45 µm Sieb zurückgeblieben war, wurde in ein Becherglas überführt und für 7 Minuten sedimentiert. Der Überstand wurde abgesaugt und dieses Vorgehen drei- bis viermal wiederholt. Das gesamte Sediment wurde mit Methylenblau gefärbt, in eine Petrischale abgegossen und die Eier für die Bestimmung der EpG ausgezählt (JONES et al., 2017a).

Andere koproskopische Methoden wie mini-FLOTAC (MALRAIT et al., 2015) oder modifizierter McMaster haben zwar eine höhere Sensitivität bei gleicher

Spezifität, sind aber in kleineren veterinärmedizinischen Laboren schwer umzusetzen (RIEU et al., 2007). Um eine intestinale Paramphistomidose zu diagnostizieren, kann man den Rückstand im Sieb, den man bei der Sedimentation erhält, in eine Petrischale spülen und dort nach den juvenilen Egehn suchen (DUIGNAN et al., 2017).

Serologische Verfahren stehen bisher nicht zur Verfügung, obwohl bereits 1983 an mit *P. cervi* infizierten Schafen ein Enzym-linked Immunosorbent Essay (ELISA) und ein Immunfluoreszenzantikörpertest (IFAT) untersucht wurden. Der Autor hielt beide Methoden für brauchbar, allerdings fanden konkurrierende Endoparasitosen in der Studie keine Berücksichtigung (KELLER, 1983). Bei einem indirekten ELISA, der spezifische Antikörper gegen *C. daubneyi* im Serum befallener Tiere anhand bestimmter Antigene des Parasiten detektieren sollte, traten Probleme durch eine geringe Spezifität und Kreuzreaktionen mit *F. hepatica* auf (DIAZ et al., 2006). Das liegt daran, dass verschiedene Trematoden dieselben Antigen-Epitope besitzen können (GHOSH et al., 2005). In Studien aus Thailand, die sich mit *P. cervi* befassten, wurden dagegen durch Natriumdodecylsulfat-Polyacrylamidgelelektrophorese (SDS-PAGE) zwei nur für diese Spezies spezifische Antigene entdeckt. Diese reagieren sowohl im Immunoblot als auch im indirekten ELISA mit dem Serum von infizierten Tieren und besitzen eine hohe Spezifität (ANURACPREEDA et al., 2008; ANURACPREEDA et al., 2013). Ein Koproantigen-ELISA für *F. hepatica* zeigte nur wenig Kreuzreaktivität mit Pansenegeln (KAJUGU et al., 2015), ebenso eine Studie zum kompetitiven cELISA und zur Immunohistochemie beim großen Leberegel, in der keine Kreuzreaktivität mit *C. daubneyi* festgestellt werden konnte (GORDON et al., 2013). Mittlerweile wurde eine vielversprechende Studie aus Irland veröffentlicht, in deren Verlauf ein Koproantigen-basierter ELISA für *C. daubneyi* entwickelt wurde. Ausgehend von exkretorisch-sekretorischen Antikörpern des Parasiten konnten sowohl eine hohe Sensitivität von 93 % als auch eine hohe Spezifität von 100 % erreicht werden (HUSON et al., 2020). Der Nachteil solcher serologischer Verfahren besteht darin, dass Antikörper bei *F. hepatica* beispielsweise bis zu 18 Monate nach erfolgter Elimination der Parasiten weiter nachgewiesen werden können (HUTCHINSON & MACARTHUR, 2003).

Die molekulare Identifikation der verschiedenen Pansenegelarten spielt eine immer größere Rolle. Dafür benötigt man jeweils zwei bis drei Eier. Durch Sanger-

Sequenzierung der ITS-2 Region (ITS: internal transcribed spacer) mittels Polymerasekettenreaktion (PCR) und Vergleichen der erhaltenen Sequenz mit der NCBI GenBank (NCBI: National Center of Biotechnology Information) erhält man genaue Ergebnisse (MAY et al., 2019). Mit dieser Methode wurden in Italien beispielsweise interspezifische Unterschiede zwischen verschiedenen *Calicophoron* spp., aber keine intraspezifischen Unterschiede zwischen mehreren *C. daubneyi*-Proben festgestellt (RINALDI et al., 2005).

### 1.5. Therapie

Aktuell gibt es keine für die Behandlung der Paramphistomidose zugelassenen Präparate in Europa (MALRAIT et al., 2015). Empfohlen wird die Behandlung von infizierten Tieren mit dem Wirkstoff Oxyclozanid (ARIAS et al., 2013). In Deutschland steht mittlerweile ein Präparat mit diesem Wirkstoff zur Verfügung (Distocur®, Dopharma Deutschland GmbH). Es ist für die Therapie der Fasciolose und des Bandwurmbefalls bei Rindern und Schafen zugelassen, kann aber zur Behandlung der Paramphistomidose umgewidmet werden. Bei Rindern und Schafen erfolgt demnach die Umwidmung nach Stufe 1 der Umwidmungskaskade (Arzneimittel für die Tierart zugelassen, aber mit anderem Anwendungsgebiet), bei anderen Tierarten nach Stufe 2 (Arzneimittel für eine andere Tierart zugelassen, Stoff in Tabelle I der VO (EU) Nr. 37/2010 gelistet).

Bei Rindern beträgt die erforderliche Dosis 15 mg/kg Körpergewicht (KGW) Oxyclozanid bei oraler Applikation (ARIAS et al., 2013). Die Anwendung des Wirkstoffs bei Milchkühen in Australien konnte die EpG reduzieren (SPENCE et al., 1996). Häufig auftretende Nebenwirkungen aufgrund der erhöhten Dosierungen bzw. bei Überdosierung zeigen sich in Inappetenz, Diarrhoe und Gewichtsverlusten (FORBES, 2018). Bei Schafen wurde eine hohe Verträglichkeit und schnelle Absorption aus dem Magen-Darm-Trakt beobachtet (SANABRIA et al., 2014). Auch bei Ziegen konnte eine gute Wirksamkeit von Oxyclozanid gegen adulte Stadien von *C. daubneyi* bestätigt werden. Gegen juvenile Egel scheint das Medikament jedoch nicht zu wirken (PARAUD et al., 2009). Für Neuweltkameliden können keine Angaben zur Sicherheit oder zum Behandlungserfolg dieses Wirkstoffs gemacht werden (MILLAR et al., 2017).

Eine Kombination aus Oxyclozanid und Levamisol oral verabreicht verringert die Immunglobulin G (IgG)-Konzentration im Blut von Rindern und unterdrückt die

Ausscheidung von Eiern von *C. daubneyi* mit dem Kot für mindestens zehn Wochen (DIAZ et al., 2006). Die Wirksamkeit dieser Kombination wird von mehreren Autor\*innen bestätigt (FOSTER et al., 2008; MURPHY et al., 2008). Sie soll sogar eine akute Paramphistomidose therapieren können und wirkt auch gegen adulte Egel der Spezies *Calicophoron calicophoron* (ROLFE & BORAY, 1987).

Die orale Gabe von 10 mg/kg KGW Closantel zeigte eine ähnliche Wirksamkeit gegen adulte Pansenegel wie Oxyclozanid (ARIAS et al., 2013), während mit der subkutanen Applikation derselben Dosierung kein Behandlungserfolg erzielt werden konnte (MALRAIT et al., 2015). Gegen juvenile Stadien zeigte Closantel in einer Dosierung von 7,5 mg/kg KGW keine Wirksamkeit (ROLFE & BORAY, 1987). Die Gabe von 10 mg/kg KGW Albendazol zeigte keine Wirkung gegen *C. daubneyi* (ARIAS et al., 2013).

Eine Behandlung der ruminalen Paramphistomidose wird erst ab 100 EpG (MALRAIT et al., 2015) oder beim Auftreten klinischer Symptome empfohlen (NARANJO-LUCENA et al., 2018). Um Produktionsverluste durch Wartezeiten zu vermeiden, ist eine Behandlung von Milchkühen während der Trockenstehzeit anzuraten (CHARLIER et al., 2012).

Zur Bekämpfung der Paramphistomidose sollte man zusätzlich zur Behandlung der Tiere das Weidemanagement miteinbeziehen (ROLFE et al., 1991). Auch wenn Unterschiede in der Epidemiologie noch nicht vollständig geklärt sind (TOOLAN et al., 2015), kann man zumindest bei der Calicophoronose auf Maßnahmen zur Bekämpfung der Fasciolose zurückgreifen. Diese beruhen auf der Lage der Habitate von *G. truncatula*. Falls Milchkühe im Betrieb infiziert sind und sich Zwischenwirtshabitate auf einzelnen Weiden befinden, so empfiehlt sich das Weiderotationssystem nach Boray. Dabei werden die Tiere abwechselnd auf infektiöse und nicht infektiöse Weiden verbracht (BORAY, 1971). Somit soll die Ausscheidung von Eiern auf infektiöse Weiden weitestgehend verhindert werden (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2011). Zusätzlich zu beachten ist, dass man durch das Ausbringen von Ausscheidungen infizierter Tiere auf eine Weide, auf der sich Zwischenwirtshabitate befinden, den Parasitenzyklus auch bei reiner Stallhaltung aufrechterhalten kann (REINHARDT, 1970). Ob eine Infektion auch durch das Verfüttern von mit Metazerkarien kontaminierter Silage stattfinden kann, kann nach aktuellem Stand der Wissenschaft nicht beantwortet werden (JOHN et al., 2019).



### 1.6. Mischinfektionen mit *Fasciola hepatica*

Wie die Zwischenwirte können auch die Endwirte Pansenegel und große Leberegel gleichzeitig beherbergen. Vor allem Mischinfektionen mit *C. daubneyi* und *F. hepatica* wurden häufig bei Rindern und Schafen, aber auch bei Wasserbüffeln beschrieben. Die Ursache hierfür ist mit großer Wahrscheinlichkeit, dass beide Parasiten denselben Zwischenwirt und einen ähnlichen Lebenszyklus haben (RINALDI et al., 2009; ARIAS et al., 2011; GORDON et al., 2013; BELLET et al., 2016; IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016; NARANJO-LUCENA et al., 2018; MAY et al., 2019). Medikamentöse Therapien gegen Leberegel wirken nicht oder nicht ausreichend gegen Pansenegel (GORDON et al., 2013). Dies könnte dazu führen, dass die Prävalenz von *C. daubneyi* sowohl in den Schnecken als auch in den Endwirten steigt (MAGE et al., 2002; JONES et al., 2017a). So wurde in einer Schafstudie das Behandeln von Tieren mit Triclabendazol als Risikofaktor für das Auftreten von Mischinfektionen ermittelt, da dieser Wirkstoff nicht gegen Pansenegel wirksam ist (MUNITA et al., 2019). Ziel sollte es aber sein, dass in Regionen, wo beide Parasiten endemisch sind, auch beide Parasiten therapiert werden (YABE et al., 2008). Weitere Risikofaktoren für eine Mischinfektion bei Schafen, die in der oben genannten Studie ermittelt wurden, bestehen in der Haltung von Pferden auf demselben Betrieb sowie dem Auftreten von klinischer Fasciolose bei den Schafen (MUNITA et al., 2019). In einer Studie aus Tansania wurde herausgefunden, dass dort, wo Mischinfektionen mit Pansenegeln und *Fasciola gigantica* auftreten, proportional mehr Tiere Pansenegeleier ausscheiden als Leberegeleier (KEYYU et al., 2005). Einige Autor\*innen sehen aber auch Vorteile darin, wenn *C. daubneyi* an Stelle von *F. hepatica* den Platz als am häufigsten vorkommende Trematodenart einnimmt, wie das bereits in Irland der Fall ist (TOOLAN et al., 2015). So könnte der große Leberegel aus den Zwischenwirten verdrängt werden, infolgedessen fänden sich weniger seiner Metazerkarien auf Weiden wieder (JONES et al., 2017b). Dadurch, dass im Gegensatz zu einer Infektion mit *F. hepatica* eine Infektion mit *C. daubneyi* bis auf in wenigen Ausnahmefällen keine größeren Auswirkungen auf das Tier hat, wird diese Entwicklung auf lange Sicht zum Teil als positiv angesehen (O'SHAUGHNESSY et al., 2017).

## 2. Verbreitung

### 2.1. Allgemeines

Häufig untersuchte Variablen in Bezug auf die Verbreitung der Paramphistomidose sind klimatische Bedingungen. Meist sind Tiere aus dem Flachland eher betroffen als Tiere aus dem Hochland (BELLET et al., 2016; MARTINEZ-IBEAS et al., 2016). In Wales war die Prävalenz bei küstennahen Betrieben höher als bei Betrieben im Landesinneren. Bei *C. daubneyi* spielen Faktoren, die die Lebensräume der Schnecken betreffen, eine große Rolle, um das Infektionsrisiko auf einer Weide abschätzen zu können (JONES et al., 2017a). Entsprechende Risikofaktoren wurden bereits im Kapitel „Zwischenwirt“ erläutert.

Eine Studie aus Galizien konnte zeigen, dass vor allem ältere Kühe in Rinderherden mit Weidegang ein wichtiges Reservoir für die Parasiten darstellen. Diese geben die Infektion über die Kontamination von Weideflächen an jüngere, empfängliche Tiere weiter (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013). Auch der Verbreitung von Pansenegeln über Ländergrenzen hinweg liegt vermutlich das Verbringen bereits infizierter Tiere zugrunde (JONES et al., 2015). In einer aktuellen Studie aus dem Norden Großbritanniens wurden 18 verschiedene Haplotypen von *C. daubneyi* identifiziert. Deren Verbreitungsmuster weist darauf hin, dass die Verbringung von Tieren bei der Verbreitung der Paramphistomidose eine große Rolle spielt (SARGISON et al., 2019).

### 2.2. Historie in Deutschland

Anhand von selbst gesammeltem und in verschiedenen Sammlungen vorhandenen Materials, unter anderem der Museen in Berlin und Wien, konnte FISCHOEDER (1901) die Amphistomiden der Säugetiere einer Revision unterziehen. Der Autor vermutete bereits Anfang des 20. Jahrhunderts, dass *P. cervi* in Deutschland weitaus häufiger vorkommt als angenommen (FISCHOEDER, 1903). Als einige Jahre später Pansenegelpuben aus verschiedenen Teilen Deutschlands ans Institut für Parasitenkunde der Tierärztlichen Hochschule in Berlin<sup>3</sup> geschickt und diese dort untersucht wurden, kamen die Autor\*innen zu dem Schluss, dass *P. cervi* in Deutschland großflächig verbreitet zu sein schien. Des Weiteren konnte bei Versuchen zu Leberegelinfektionen bei Schafen aus dem heutigen Niedersachsen

---

<sup>3</sup> Heute: Fachbereich Veterinärmedizin der Freien Universität Berlin

bei einigen Tieren eine Paramphistomidose festgestellt werden (NÖLLER & SCHMID, 1927). Zehn Jahre später wurde bei einem aus der Gegend von Hamburg stammenden Jungrind ein hochgradiger Befall mit *P. cervi* nachgewiesen. Das Tier und weitere Jungrinder derselben Herde zeigten Abmagerung und Durchfall. Diese Symptome wurden aufgrund des Fehlens von anderen Krankheitsursachen der Paramphistomidose zugeschrieben (SEYFARTH, 1938). Auch ein Milchschaaf in Niedersachsen zeigte die gleiche Symptomatik. Der Befall mit Pansenegeln wurde durch das Auffinden von Eiern im Kot und das Vorkommen von *Planorbis planorbis* auf der Weide bestätigt (JACOB, 1950).

In der zweiten Hälfte des 20. Jahrhunderts wurden erneut einige Nachweise von Pansenegeln dokumentiert. Im Westen des Landes wurde vereinzelt der Befall mit *P. cervi* bei Rindern sowie Rehen und Hirschen in den Gegenden rund um den Niederrhein, die Weser, Hamburg und Bremen nachgewiesen. Wieder wurde vermutet, dass die geringen Fallzahlen eher einer unzureichenden Untersuchung auf diese Parasiten bzw. einer Verwechslung mit den Eiern des großen Leberegels zu Grunde lagen (REINHARDT, 1970). In Thüringen wurden Daten des Veterinäruntersuchungs- und Tiergesundheitsamtes Jena aus den Jahren 1953 bis 1962 ausgewertet. Gebietsweise wurden sowohl bei Rindern als auch bei Schafen immer wieder Eier von *P. cervi* in der koproskopischen Untersuchung gefunden (GOTTSCHALK, 1962). 1977 wurde bei Rindern im Raum München ebenfalls ein Befall mit *P. cervi* festgestellt (KRANEBURG, 1977). Bei anschließenden Untersuchungen an Weiderindern in norddeutschen Marschgebieten (Elb-, Weser- und Wilstermarsch), die für Zwischenwirtsgebiete als besonders geeignet erschienen, wurde eine Prävalenz für *P. cervi* von beinahe 60 % ermittelt. Bei 44 % der Betriebe lag ausschließlich eine Infektion mit Pansenegeln vor, in 15 % eine Mischinfektion mit *F. hepatica*, und in weiteren 15 % wurden nur Eier des großen Leberegels gefunden (KRANEBURG, 1978a). Zur selben Zeit wurden in der ehemaligen DDR *P. cervi* bei Rind und Reh sowie *C. daubneyi* und *Paramphistomum ichikawai* bei Rindern nachgewiesen (ODENING et al., 1978). Dies war vermutlich der erste Nachweis von *C. daubneyi* in Deutschland (SEY, 1980). Diese Ergebnisse wurden kurze Zeit später bestätigt, als in einer weiteren Veröffentlichung bei Rindern in der ehemaligen DDR hauptsächlich *P. cervi* und *P. ichikawai* festgestellt wurden. Auch hier konnten einige Exemplare von *C. daubneyi* identifiziert werden. Allerdings wurde auf eine geringe Anzahl an

Stichproben hingewiesen. In derselben Publikation wurde die Prävalenz der Paramphistomidose bei Rehwild mit 13,3 % und bei Rotwild mit 10,9 % bestimmt (GRAUBMANN et al., 1978).

Etwa zwanzig Jahre später wurde ein erneuter Nachweis der Paramphistomidose im Südosten Berlins veröffentlicht. Bei parasitologischen Untersuchungen an zwei Mutterkuhherden waren in einer der Herden, die aus importierten Irish Hereford-Kühen aus Irland bestand, drei Kühe als Nebenfund geringgradig mit Pansenegeln befallen (HEILE, 1999). Bei Untersuchungen in acht Milchvieh- und neun Mutterkuhbetrieben in Bayern wurde nur in einem Betrieb der Befall mit Pansenegeln festgestellt (TANDLER, 2004). Reh-, Rot- und Damwild im südlichen Nordrhein-Westfalen (REHBEIN et al., 2000, 2001, 2002) sowie Muffelwild in Thüringen war jedoch nicht mit den Parasiten infiziert (HILLE, 2003).

Auch in Jahresberichten von Untersuchungsämtern kommen Berichte über Paramphistomidose vor. Im Jahresbericht des Chemischen und Veterinäruntersuchungsamtes in Freiburg im Breisgau von 2005 beispielsweise wurden Pansenegelfunde bei einer Mutterkuhherde als Auffälligkeit beschrieben. Ein Teil der Kühe war zuvor aus Rheinland-Pfalz zugekauft worden (CHEMISCHES UND VETERINÄRUNTERSUCHUNGSAMT FREIBURG, 2006). Im Jahresbericht 2011 des Landeslabors Berlin-Brandenburg wurde auch ein solcher Fallbericht veröffentlicht. Dort kam es in einem Mutterkuhbestand zu klinischer Symptomatik bei Jungrindern, die nach eingehender Diagnostik auf einen massiven Befall mit juvenilen Pansenegeln zurückzuführen war (LANDESLABOR BERLIN-BRANDENBURG, 2012).

Erst im Jahr 2015 wurde in Deutschland erneut *C. daubneyi* nachgewiesen. In Norddeutschland wurde der Pansenegel bei Milchkühen gefunden. Auf Herdenebene ergaben sich Prävalenzen von 12,5 % im Juli bis 17,6 % im September, während die Prävalenz bei Einzeltieren betrachtet insgesamt nur 0,9 % betrug. Auffällig war außerdem, dass fast alle Pansenegel-positiven Tiere zusätzlich mit *F. hepatica* infiziert waren (MAY et al., 2019). In Hessen wurde im selben Jahr weltweit erstmalig *C. daubneyi* bei einem Lama festgestellt (BAUER et al., 2015). In einem Ziegenbetrieb in Schleswig-Holstein wurden vereinzelt Eier von Pansenegeln in Kotproben gefunden. Die Spezies wurde nicht bestimmt (DÜVEL, 2015). Bei einer neueren Studie an der Tierärztlichen Hochschule Hannover wurde bei Mutterkuhbetrieben in Nordrhein-Westfalen, Niedersachsen und Mecklenburg-

Vorpommern jeweils Paramphistomidose (auch hier ohne Speziesbestimmung) nachgewiesen (GILLANDT & KEMPER, 2017).

In einer Studie zur Seroprävalenz von *F. hepatica* in Deutschland ergaben sich Werte zwischen 2,6 % in Sachsen über 8,4 % in Baden-Württemberg und 17,7 % in Bayern bis hin zu 29,4 % in Niedersachsen und 38,4 % in Schleswig-Holstein (KUEPICK et al., 2013). Andere mittels serologischer Untersuchungen erhobenen Prävalenzen ergaben in Schleswig-Holstein 49,9 % (RABELER, 2011) und in Bayern 35,8 % bei konventionellen und 47 % bei Biobetrieben (SCHÄFFER, 2018). In 19 % bayerischer Milchkuhbetriebe mit boviner Fasciolose, die durch die Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der Ludwig-Maximilians-Universität (LMU) München zu Lehr- und Forschungszwecken besucht wurden, konnte zusätzlich der Befall mit *C. daubneyi* nachgewiesen werden (KNUBBEN-SCHWEIZER & STRUBE, 2018). Diese Entdeckung führte schlussendlich zur vorliegenden Dissertation.

### 2.3. Forschung in Europa

Bereits im 20. Jahrhundert wurden in vielen Ländern Europas Pansenegel der Gattungen *Paramphistomum*, *Calicophoron*, *Cotylophoron* und *Gastrothylax* entdeckt (SEY, 1980). Als am weitesten verbreitet galten *P. cervi*, *C. daubneyi*, *C. microbothrium* und *P. ichikawai* (SEY, 1989).

Von 1994 bis 1996 wurden in Zentralfrankreich geschlachtete Rinder auf Pansenegel untersucht. Dabei konnte nur *C. daubneyi* gefunden werden. Die durchschnittliche Prävalenz ergab 20 %, wobei eine deutliche Saisonalität erkennbar war. Im Sommer waren es nur 11 %, während die Prävalenz im restlichen Jahr über 30 % betrug. Weibliche Tiere waren in dieser Studie häufiger befallen und eine Pansenegelinfektion war oft mit einer Fasciolose beim jeweiligen Tier verbunden (SZMIDT-ADJIDE et al., 2000). In einer retrospektiven Studie, die ebenfalls in den 90er Jahren in Frankreich durchgeführt wurde, kamen die Autor\*innen zu ähnlichen Ergebnissen. Hier wurden Kotproben von Rindern koproskopisch untersucht und die daraus resultierenden Ergebnisse von 1990 bis 1999 verglichen. Ein deutlicher Anstieg der Prävalenz von *C. daubneyi* von 5,2 % auf 44,7 % wurde verzeichnet. Im Sommer wurden jeweils weniger Infektionen diagnostiziert. Zusätzlich konnten die Zwischenwirte, Schnecken der Gattung *G. truncatula*, von verschiedenen Farmen auf das Vorkommen von Larvenstadien

der Pansenegel untersucht werden. Sowohl die Anzahl an infizierten Schnecken als auch die Zahl der vorhandenen Redien in den einzelnen Schnecken stieg über die Jahre hinweg signifikant an (MAGE et al., 2002). In Südfrankreich wurden im Jahre 1998 einige geschlachtete Ziegen von 16 Betrieben auf das Vorkommen von Leber- und Pansenegeln untersucht. Bei Tieren von zwei Betrieben wurde *C. daubneyi* gefunden (SILVESTRE et al., 2000). In den südlichen italienischen Apenninen wurde bei der Untersuchung von Schafherden mit Weidegang eine Prävalenz für *C. daubneyi* von 16,2 % festgestellt. Dafür wurden Kotproben der Schafe koproskopisch untersucht (CRINGOLI et al., 2004).

In den letzten zwei Jahrzehnten nahm die Forschung auf dem Gebiet der Paramphistomidose zu und gewann somit vor allem in Westeuropa auch mehr an Bedeutung (HUSON et al., 2017). Überwiegend aus Irland und Großbritannien gibt es mittlerweile einige Veröffentlichungen. Obwohl bereits 1937 *P. cervi* bei einem Schaf in England gefunden wurde (CRAIG & DAVIES, 1937), hat die aktuelle Forschung auf den britischen Inseln zu diesem Thema erst im Jahr 2008 mit zwei Fallberichten begonnen. Sowohl in durch Koproskopie untersuchten Kotproben als auch in den Verdauungsorganen von getöteten Tieren fanden sich vermehrt Beweise für die Paramphistomidose (FOSTER et al., 2008; MURPHY et al., 2008). Bei retrospektiven Analysen von Laborergebnissen boviner und oviner Kotproben, die zwischen 2004 und 2013 im University College Dublin Veterinary Hospital in Irland mittels Sedimentation untersucht wurden, zeigte sich ein Anstieg der Prävalenz. Während diese bei Rindern bis 2008 konstant unter 10 % lag, erreichte sie in den darauffolgenden Jahren im Durchschnitt 20 % und 2010 und 2013 sogar Spitzenwerte von um die 30 %. Bei Schafen waren größere Schwankungen mit Prävalenzen zwischen circa 10 % und 50 % in den Jahren 2009 bis 2013 verzeichnet. In einer zusätzlich durchgeführten Feldstudie dreier verschiedener Rinderherden (Jungbullenmast, Mast- und Milchviehbetrieb) wurden bei koproskopischen Untersuchungen Befallsintensitäten von bis zu 100 % verzeichnet. Da die Jungbullen auf dem Testbetrieb keinen Weidegang hatten, wurde eine Infektion vor dem Einstellen vermutet. Befallene Tiere dieser Betriebe wurden nach der Schlachtung untersucht und gefundene Pansenegel molekulargenetisch analysiert. Die einzige identifizierte Gattung in dieser Studie war *C. daubneyi*, wobei 18 verschiedene Haplotypen differenziert wurden. Das spricht für eine große genetische Diversität dieses Parasiten (ZINTL et al., 2014).

Daten der irischen Veterinärüberwachung aus koproskopisch untersuchten Kotproben von Rindern und Schafen zwischen 2010 und 2013 zeigten ein ähnliches Bild. Bei Rindern wurde ein Anstieg der Prävalenz über den Analysezeitraum von anfangs 36,4 % auf schließlich 42,5 % verzeichnet, bei Schafen betrug die Prävalenz 2010 noch 12,4 % und 2013 bereits 22,0 %. Bei weiteren Untersuchungen an je einem Rinder- und einem Schafschlachthof im Südosten Irlands waren 52 % der Rinder und 14 % der Schafe mit Pansenegeln befallen. Alle analysierten Parasiten gehörten der Spezies *C. daubneyi* an, und eine Mischinfektion mit *F. hepatica* kam in einigen Fällen vor (TOOLAN et al., 2015). Ähnliche Ergebnisse zur Prävalenz von *C. daubneyi* in Irland in den Jahren 2010 bis 2015 zeigten auch Daten regionaler Veterinärlabors. In einer retrospektiven Analyse eingesandter Kotproben waren zwischen 30 % und 50 % der Rinder sowie 10 % bis 30 % der Schafe Pansenegel-positiv. Auch in dieser Studie waren einige Tiere zusätzlich mit *F. hepatica* infiziert. Die Schwankungen waren saisonabhängig. Während im Sommer jeweils niedrigere Prävalenzen vorlagen, waren im Winter deutlich mehr Proben positiv (NARANJO-LUCENA et al., 2018). Ursächlich dafür sind möglicherweise hohe Niederschlagsmengen im Frühling in Irland, was eine hohe Infektionsrate der Tiere mit Metazerkarien im Juli nach sich zieht (ZINTL et al., 2014). Hohe Prävalenzen für Pansenegel wurden bei Damwild in Irland nachgewiesen sowie in einer geringeren Zahl bei Rotwild. Es wurden sowohl Eier von *C. daubneyi* als auch von *P. leydeni* gefunden. Mischinfektionen mit *F. hepatica* kamen vor (O'TOOLE et al., 2014). Koproskopische Untersuchungen und die anschließende molekulargenetische Analyse ergaben neben einer hohen Prävalenz von *C. daubneyi* bei Schafen in Irland auch den Nachweis von *P. leydeni* auf einer Farm. In dieser Studie wurde eine höhere Prävalenz bei Tieren nachgewiesen, die das Flachland beweideten, im Gegensatz zu Betrieben, deren Weiden sich im Hochland befanden (MARTINEZ-IBEAS et al., 2016). 2017 wurde auf einem irischen Betrieb, auf dem zuvor 20 Kälber an juveniler Paramphistomidose verendet waren, ebenfalls *C. daubneyi* nachgewiesen (O'SHAUGHNESSY et al., 2017).

In einer Studie aus Schottland, Nordirland und dem Norden Englands wurden die Verdauungsorgane von geschlachteten Rindern untersucht und zusätzlich bei jedem Tier eine Kotprobe genommen. Die so erhaltene Prävalenz betrug 29 %, wobei keine jahreszeitlichen Schwankungen verzeichnet wurden. Tiere, die mit

Pansenegeln infiziert waren, stammten häufig aus gemäßigten Klimazonen mit hohen Niederschlagsmengen. 45 % dieser Tiere waren zusätzlich mit großen Leberegeln befallen (SARGISON et al., 2016). Auf ein ähnliches Ergebnis kamen Autor\*innen, die ein Jahr lang geschlachtete Tiere in einem Schlachthof im Südwesten Englands untersuchten. Die Prävalenz betrug bei diesen Tieren durchschnittlich 25 % und bis zu 31 % in den Wintermonaten. 47 % der Pansenegel-positiven Rinder waren gleichzeitig mit *F. hepatica* infiziert. Die Speziesbestimmung der Pansenegel ergab *C. daubneyi*. Auch in dieser Studie waren Tiere, die Flachland beweideten, signifikant öfter infiziert als Tiere aus dem Hochland. Außerdem waren Rinder, die im Alter von 30 Monaten oder mehr geschlachtet wurden, häufiger mit adulten Pansenegeln befallen als solche, die jünger als 24 Monate waren (BELLET et al., 2016). In Wales waren 59 % der Rinderherden sowie 42 % der Schafherden mit *C. daubneyi* befallen. 46 % der positiv getesteten Tiere waren zusätzlich mit dem großen Leberegel infiziert, bei der Anzahl der Pansen- und Leberegeleier ergab sich jedoch eine negative Korrelation. Küstennahe Regionen waren stärker betroffen als Gebiete im Landesinneren. In dieser Veröffentlichung wurde zusätzlich die Anzahl der Sonnenstunden als Faktor, der möglicherweise die Prävalenz von *C. daubneyi* erhöht, genannt. Grund dafür könnte die Abhängigkeit der Mirazidien von Licht als Reiz zum Ausschlüpfen aus dem Ei sein, weshalb sich mehr Sonnenstunden positiv auf die Infektionsrate auswirken (JONES et al., 2017a). Nur 4 % der Zwischenwirtsschnecken *G. truncatula* in einer Region in Wales beherbergten *C. daubneyi*, während *F. hepatica* in 5,6 % der Schnecken vorkam. 1,9 % der untersuchten Zwischenwirte waren mit beiden Parasiten infiziert (JONES et al., 2017b). Auch bei Neuweltkameliden in Großbritannien wurde *C. daubneyi* bereits gefunden (MILLAR et al., 2017). Die neueste Veröffentlichung aus dem Vereinigten Königreich weist auf die dort steigende Anzahl der Infektionen mit Paramphistomidose hin. Zudem gibt sie einen umfangreichen Ausblick, welche weiteren Schritte in der Forschung notwendig sein werden, um den Parasiten besser zu verstehen und bekämpfen zu können (ATCHESON et al., 2020).

In Galizien im Nordwesten Spaniens betrug die durchschnittliche Prävalenz für *C. daubneyi* bei Rindern in den Jahren 2001 bis 2004 bei Einzeltieren 19 %, auf Herdenebene sogar 36 %. Saisonale Schwankungen zeigten einen höheren Wert jeweils im September und im März. Die Autor\*innen schlussfolgerten daraus, dass



das Infektionsrisiko in Regionen mit maritimem Klima nach Perioden mit hohen Niederschlagsmengen am größten sei (DIAZ et al., 2007). Dort wurde 2006 bei einer Studie zur Immunantwort bei Rindern mit Pansenegelbefall festgestellt, dass ein nicht zu vernachlässigender Anteil an Tieren bereits Kontakt mit *C. daubneyi* gehabt hatte (DIAZ et al., 2006). Von Anfang 2007 bis Anfang 2009 wurden Probenahmen an einem Schlachthof in derselben Region, der Rinder aus den nördlichen Regionen Spaniens und Portugals schlachtet, durchgeführt. 12 % der Tiere waren mit *C. daubneyi* infiziert. Alter oder Rasse der Tiere hatten keinen Einfluss auf die Prävalenz. Ein Zusammenhang zwischen saisonabhängigen Niederschlägen und Temperaturen und der Prävalenz von *C. daubneyi* konnte nicht festgestellt werden. Als mögliche Ursache dafür wurde das ganzjährige Überleben der Schnecken in dieser Klimazone und somit auch das ganzjährig mögliche Ausscheiden von Zerkarien genannt (ARIAS et al., 2011). 2008 wurden in einem Schlachthof in Galizien Rinder, die älter als zwei Jahre waren, untersucht. Es wurden Kotproben genommen und die Vormägen auf das Vorkommen von Pansenegeln durchsucht. Die durchschnittliche Prävalenz für *C. daubneyi* betrug hier 18,8 %. Mutterkühe waren mit 29,2 % häufiger infiziert als Tiere aus Milchviehbetrieben mit 13,9 %, da Erstgenannte dort meist ihr ganzes Leben lang auf der Weide verbringen. Regionale Unterschiede zeigten, dass Tiere aus Gegenden mit niedrigeren Niederschlagsmengen und höherer Rinderdichte eher betroffen waren. Untersuchungen, die im gleichen Zeitraum an den in Spanien weit verbreiteten Rehen durchgeführt wurden, ergaben, dass die Wildtiere nicht mit Pansenegeln infiziert waren (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013). 2010 wurde in Galizien eine weitere Feldstudie durchgeführt. Bei koproskopischen Untersuchungen ergab sich eine Einzeltierprävalenz von 26 % und eine Herdenprävalenz von 61 %. Eine parallel durchgeführte Analyse der Seroprävalenz zeigte deutlich höhere Werte an, nämlich 55 % bei Einzeltieren und 67 % auf Herdenebene. 30 % der Tiere hatten somit IgG-Antikörper gegen *C. daubneyi*, schieden jedoch keine Eier mit dem Kot aus (SANCHIS et al., 2013). In der Region Kastilien und León, die ebenfalls im Nordwesten Spaniens liegt, wurden in den Jahren 2010 bis 2012 geschlachtete Rinder beprobt. Die durchschnittliche Prävalenz von *C. daubneyi* war mit 6,2 % im Gegensatz zu anderen Studien eher niedrig, was mit dem kalten und trockenen Klima zusammenhängen könnte. Unterschiede zwischen Milchvieh und Masttieren gab es nicht, es waren sogar Tiere betroffen, die im Herkunftsbetrieb in Feedlots gehalten wurden. Möglicherweise

haben sie sich bereits zuvor mit dem Parasiten infiziert oder den Erreger mit kontaminiertem Futter aufgenommen (FERRERAS et al., 2014). Forschungen in Galizien zu *C. daubneyi* in *G. truncatula* ergaben eine Prävalenz von 8,2 %. Die gleichzeitig beprobten Rinder auf der untersuchten Farm schieden zwar das ganze Jahr über Eier von *C. daubneyi* aus, die Zahlen waren aber im Spätherbst und Winter jeweils deutlich höher (IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016).

In den Niederlanden wurden Daten des holländischen Tiergesundheitsdienstes aus den Jahren 2009 bis 2014 analysiert. Diese stammten aus routinemäßigen parasitologischen Untersuchungen. Im Durchschnitt lag die Prävalenz bei 15,8 % in Rinder- und 8,0 % in Schafherden. Bei Rindern stieg der Wert ab 2012 allerdings stark an und lag im Jahr 2013 sogar bei über 20 %. Als mögliche Ursache wurde eine Vernässung von Weiden genannt, die in diesem Fall ökologisch bedingt war. Saisonale Schwankungen lagen nicht vor. Das Vorkommen einer Paramphistomidose korrelierte häufig mit dem einer Fasciolose. In einer 2014 durchgeführten Studie an fünf niederländischen Schlachthöfen waren 23,3 % der untersuchten Rinder und 4,9 % der Schafe Pansenegel-positiv. Betrachtet man die Rinder auf Herdenebene, so ergab sich eine Prävalenz von 85,2 %. Dies könnte jedoch an der Lokalisation der Schlachthöfe in Gegenden mit hohem Risiko für Trematodeninfektionen liegen. Tiere aus Mutterkuhbetrieben waren stärker betroffen als solche aus Milchviehbetrieben. Die überwiegende Anzahl an analysierten Pansenegeln (acht von Rindern und vier von Schafen) gehörte der Art *C. daubneyi* an, allerdings wurden bei Rindern auch zwei Isolate von *P. leydeni* entdeckt (PLOEGER et al., 2017). In einer belgischen Studie betrug die Prävalenz bei Untersuchungen an einem Rinderschlachthof 28 % und in einer parallel durchgeführten Feldstudie 22 %. Die Speziesbestimmung hier ergab nur *C. daubneyi* (MALRAIT et al., 2015).

In Südosteuropa sowie den östlichen Staaten Mitteleuropas wurde in der zweiten Hälfte des 20. Jahrhunderts schon viel zum Thema Paramphistomidose geforscht (BORAY, 1959; SEY, 1980). In Ungarn beispielsweise wurde *P. cervi*, *P. leydeni*, *P. ichikawai* und *C. daubneyi* gefunden (SEY, 1991). Neuere Erkenntnisse bestätigen die Anwesenheit von Pansenegeln bei Rindern in Polen (PILARCZYK et al., 2019) sowie bei Rindern und Schafen in Serbien (DIMITRIJEVIĆ et al., 2006). Dort wurde auch *C. microbothrium* in Rehen nachgewiesen (PAVLOVIĆ et al., 2012). In Kroatien konnte bei Rotwild eine zeitgleich auftretende Infektion mit

*P. cervi* und *P. leydeni* bewiesen werden (SINDIČIĆ et al., 2017).

Auffallend ist, dass in neueren Untersuchungen in Süd-, West- und Nord- sowie im westlichen Mitteleuropa hauptsächlich *C. daubneyi* nachgewiesen werden konnte. Eine Vermutung besteht darin, dass der Ursprung dieser Spezies in Südeuropa liegt und erst durch Rinderexporte nach Afrika verbracht wurde (SEY, 1977), wo sie schließlich entdeckt wurde (DINNIK, 1962). Nachdem die Art bekannt wurde, konnte sie sowohl bei Rindern, Schafen und Wildwiederkäuern in verschiedenen europäischen Ländern nachgewiesen werden (SEY, 1980).

Während manche Autor\*innen vermuten, dass eine bessere Diagnostik zum Anstieg der Prävalenzen in Europa geführt hat (MAGE et al., 2002), gehen andere von einer tatsächlichen Steigerung aus. Dies wird damit begründet, dass sich diese Entwicklung an mehreren Orten vollzieht (TOOLAN et al., 2015). Als mögliche Ursache wird zum Beispiel eine Veränderung der Landwirtschaft im Sinne von vermehrtem ökologischen und damit extensiven Anbau sowie eine zunehmende Vernässung von Weiden aus Naturschutzgründen genannt, was zur Folge hat, dass Weiderinder mehr Zugang zu nassen Flächen haben (FOSTER et al., 2008; PLOEGER et al., 2017). Einige Autor\*innen vermuten sogar, dass der Klimawandel und die damit einhergehende Temperaturerhöhung sowie extremere Regenfälle in Europa zur weiteren Verbreitung der Paramphistomidose führen können (SKUCE et al., 2013). In Großbritannien wurde der Verdacht geäußert, dass die nach dem Ausbruch der Maul- und Klauenseuche 2001 in das Land importierten französischen Rinder den Parasiten eingeschleppt haben könnten, da in genau diesem Zeitraum erhöhte Pansenegelprävalenzen in Frankreich ermittelt worden waren (JONES et al., 2017a).

#### **2.4. Forschung weltweit**

Jahrelang ging man davon aus, dass die Paramphistomidose nur in tropischen und subtropischen Regionen vorkommt und in gemäßigten Klimazonen keine Rolle spielt (ZINTL et al., 2014). Aus diesem Grund wurde in früheren Jahren außerhalb Europas auch mehr dazu geforscht (FORBES, 2018). In dieser Arbeit soll nur ein grober Umriss dieser umfangreichen Ergebnisse dargestellt werden.

In einer subtropischen Region im Osten Australiens wurde die Epidemiologie von *Calicophoron calicophorum* und *P. ichikawai* genauer untersucht, die dort endemisch sind. Die höchste Befallsintensität sowie klinische Symptomatik zeigte

sich vor allem nach Überschwemmungen der Weiden durch massive Niederschläge (ROLFE et al., 1991). Beide Pansenegelarten wurden auch wenige Jahre später bei Schlachtrindern aus derselben Region identifiziert (SPENCE et al., 1996). In Neukaledonien, einer Inselgruppe im südwestlichen Pazifik mit tropischem bzw. subtropischem Klima, kam hauptsächlich *C. calicophorum*, aber auch *Fischoederius elongatus* und *Orthocoelium streptocoelium* vor. Untersucht wurden die Vormägen von geschlachteten Rindern und von zuvor auf Farmen gehaltenen Hirschen. Die Prävalenz betrug auf Betriebsebene 81 % bei adulten Rindern und 51 % bei Kälbern sowie 28,6 % bei den Hirschen (CAUQUIL et al., 2016).

In Indien wird die Paramphistomidose aufgrund einer hohen Inzidenz als ernsthaftes Problem angesehen. Ziegen sind dort häufig mit *P. cervi* infiziert (SINGH et al., 1984), Rinder beispielsweise mit *Cotylophoron cotylophorum* (SINGH & LAKRA, 1971). Gleichsam werden in diesem Land Pansenegel verschiedener Gattungen aus den Vormägen geschlachteter Rinder gesammelt und zum menschlichen Verzehr weiterverarbeitet (SARMAH et al., 2014). Auch in Thailand gibt es Berichte von mit *P. cervi* infizierten Rindern (ANURACPREEDA et al., 2008). In einer Prävalenzstudie bei Rindern in Kambodscha ergaben sich Werte zwischen 45 % und 95 % für *Paramphistomum* spp. (DORNY et al., 2011).

In Afrika kommen vor allem Pansenegel der Gattungen *Calicophoron* und *Cotylophoron* vor. Sowohl domestizierte als auch Wildwiederkäuer sind davon betroffen. Prävalenzen variieren in verschiedenen Studien stark (PFUKENYI & MUKARATIRWA, 2018). In Kenia wurde durch DINNIK (1962) zum ersten Mal die Spezies *C. daubneyi* bei Rindern beschrieben. An algerischen Schlachthöfen durchgeführte Studien ergaben eine Prävalenz von *C. daubneyi* bei Rindern von 1,2 % bis 12,1 %. Die höheren Werte hatten die Tiere, die aus gemäßigten Regionen stammten (TITI et al., 2010). Eine in Ägypten durchgeführte Studie ergab Prävalenzen von *Paramphistomum* spp. von 7,3 % bei Rindern und 4 % bei Schafen sowie 10 % bei Büffeln (HARIDY et al., 2006).

Auf den amerikanischen Kontinenten kommt bei Rindern sowohl *P. cervi* mit Prävalenzen zwischen 3,3 % und 96,7 % in Mexico (RANGEL-RUIZ et al., 2003) als auch *P. leydeni* in Argentinien (SANABRIA et al., 2011) vor. In Uruguay betrug die Prävalenz von *Paramphistomum* spp. nach koproskopischen Untersuchungen bei Rindern bei Einzeltieren 7 % und auf Herdenebene 69 %. Seroprävalenzen

lagen mit 29 % und 92 % je deutlich höher (SANCHIS et al., 2013).

### **III. MATERIAL UND METHODEN**

Alle in dieser Dissertation verwendeten und in diesem Kapitel genannten Materialien, Geräte, Reagenzien, Lösungen und Computerprogramme sind inklusive der Herstellerangaben im Anhang in der Materialliste (Tabelle 15) aufgeführt.

#### **1. Projektbeschreibung**

Ziel der vorliegenden Dissertation war es, die Prävalenz der Paramphistomidose bei Rinderherden in Deutschland zu bestimmen sowie die dort vorkommenden Pansenegelspezies zu identifizieren. Dazu wurden Kotproben von rinderhaltenden Betrieben in Deutschland gesammelt und untersucht. Die Probenherkunft wird in Kapitel 2.2 ab Seite 31 beschrieben. Die Probenahme erfolgte gemäß der erstellten Arbeitsanweisung „Anleitung für die Kotprobenentnahme“ (Abbildung 16). Pro Betrieb sollten vier rektal entnommene oder frisch gefallene Sammelkotproben genommen werden, zweimal vier Jungtiere (Alter sechs Monate bis 2,5 Jahre bzw. bis zur ersten Kalbung) und zweimal vier adulte Tiere (älter als 2,5 Jahre bzw. Kühe nach der ersten Kalbung). 90 % der Betriebe (n = 555) wurden nach dem vorgegebenen Schema beprobt. Für die übrigen 10 % der Betriebe (n = 59) waren entweder nicht genug Proben vorhanden oder die Tierzahl war zu klein (Tabelle 1). Die Proben wurden nach Probeneingang in den Laboren der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der LMU München sowie des Zentrums für Infektionsmedizin der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover mit einem einheitlichen koproskopischen Verfahren (Sedimentation, siehe Abschnitt 3.1 ab Seite 35) auf Pansenegeler untersucht. Hierbei wurde auch das Vorkommen von Eiern des großen Leberegels dokumentiert. Bei Pansenegel-positiven Proben wurde im Anschluss die jeweilige Spezies bestimmt. Abschließend wurden die erhobenen Daten statistisch ausgewertet.

**Tabelle 1: Nicht nach Schema beprobte Betriebe**

Abweichung vom Schema	Anzahl untersuchter Betriebe
Nur eine Probe	5
Nur zwei Proben (1x Jungtiere, 1x Kühe)	3
Nur drei Proben (entweder 1x Jungtiere <u>oder</u> 1x Kühe fehlend)	19
Keine Jungtier-Proben	14
Keine Kuh-Proben	1
Zu wenig Jungtiere (geringe Tierzahl)	15
Zu wenig Kühe (geringe Tierzahl)	2
Gesamt	59

## 2. Datengrundlage

### 2.1. Betriebsanzahl

Der Stichprobenumfang wurde vor Beginn des Projekts berechnet, um festzustellen, wie viele Betriebe in Deutschland für eine repräsentative Stichprobe beprobt werden müssen. Angenommen wurde eine Prävalenz von 5 %. Als Signifikanzniveau wurde  $\alpha = 0,05$  festgelegt, daraus ergibt sich ein Konfidenzintervall (KI) auf dem Niveau  $1 - \alpha = 0,95$  oder 95 %. Der zulässige Standardfehler des Mittelwerts (= Genauigkeit) wurde mit 5 % vorgegeben. Mit diesen vorgegebenen Parametern erhält man einen Stichprobenumfang von 73 Betrieben, die mindestens untersucht werden müssen.

Um regionale Unterschiede zu berücksichtigen, wurde Deutschland in die Regionen Nord (Schleswig-Holstein, Niedersachsen, Hamburg, Bremen und Mecklenburg-Vorpommern), Ost (Berlin, Brandenburg, Sachsen, Sachsen-Anhalt und Thüringen), Süd (Baden-Württemberg und Bayern) und West (Nordrhein-Westfalen, Hessen, Rheinland-Pfalz und Saarland) aufgeteilt. Anhand der vorgegebenen Parameter wurde sowohl für die einzelnen Regionen als auch für die einzelnen Bundesländer der erforderliche Stichprobenumfang berechnet, dieser beträgt jeweils 73. Die Anzahl der untersuchten Betriebe pro Region und Bundesland ist in Tabelle 2 dargestellt. In der Region Nord wurden 179, in der Region Ost 76, in der Region Süd 277 und in der Region West 82 Betriebe untersucht. Der erforderliche Stichprobenumfang wurde also in allen vier Regionen erreicht. Innerhalb der Region Nord stammten 92 Betriebe aus Niedersachsen, innerhalb der Region Süd 205 Betriebe aus Bayern. Da somit auch hier der

erforderliche Stichprobenumfang erreicht wurde, wurde die Prävalenz für diese beiden Bundesländer zusätzlich zur Prävalenz in den jeweiligen Regionen berechnet.

**Tabelle 2: Anzahl der untersuchten Betriebe je Region und Bundesland**

<b>Region</b> (n = Anzahl untersuchter Betriebe)	<b>Bundesland</b>	<b>Anzahl untersuchter Betriebe</b>
Nord (n = 179)	Schleswig-Holstein	51
	Hamburg	1
	Niedersachsen	92
	Bremen	3
	Mecklenburg- Vorpommern	32
Ost (n = 76)	Berlin	0
	Brandenburg	16
	Sachsen	9
	Sachsen-Anhalt	15
	Thüringen	36
Süd (n = 277)	Baden-Württemberg	72
	Bayern	205
West (n = 82)	Nordrhein-Westfalen	45
	Hessen	20
	Rheinland-Pfalz	16
	Saarland	1
Deutschland (Betriebe gesamt)		614

## 2.2. Probenherkunft

Die Proben wurden über zwei wesentliche Wege gewonnen: zum einen über ein gleichzeitig laufendes, deutschlandweites Forschungsprojekt in Milchviehbetrieben und zum anderen über eigene Akquise über Medien (Abbildung 1).

Von Oktober 2018 bis Oktober 2019 wurden Proben über das sogenannte „PraeRi-Projekt“<sup>4</sup> generiert. Die Proben wurden von den PraeRi-Studentierärzt\*innen entnommen und den Laboren zugeleitet. Die Proben aus den PraeRi-Regionen Süd und Ost wurden in der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der LMU München in Oberschleißheim untersucht. Proben der PraeRi-Region Nord wurden aus Praktikabilitäts- und Kostengründen am Studienort untersucht (Institut für Parasitologie, Zentrum für Infektionsmedizin der

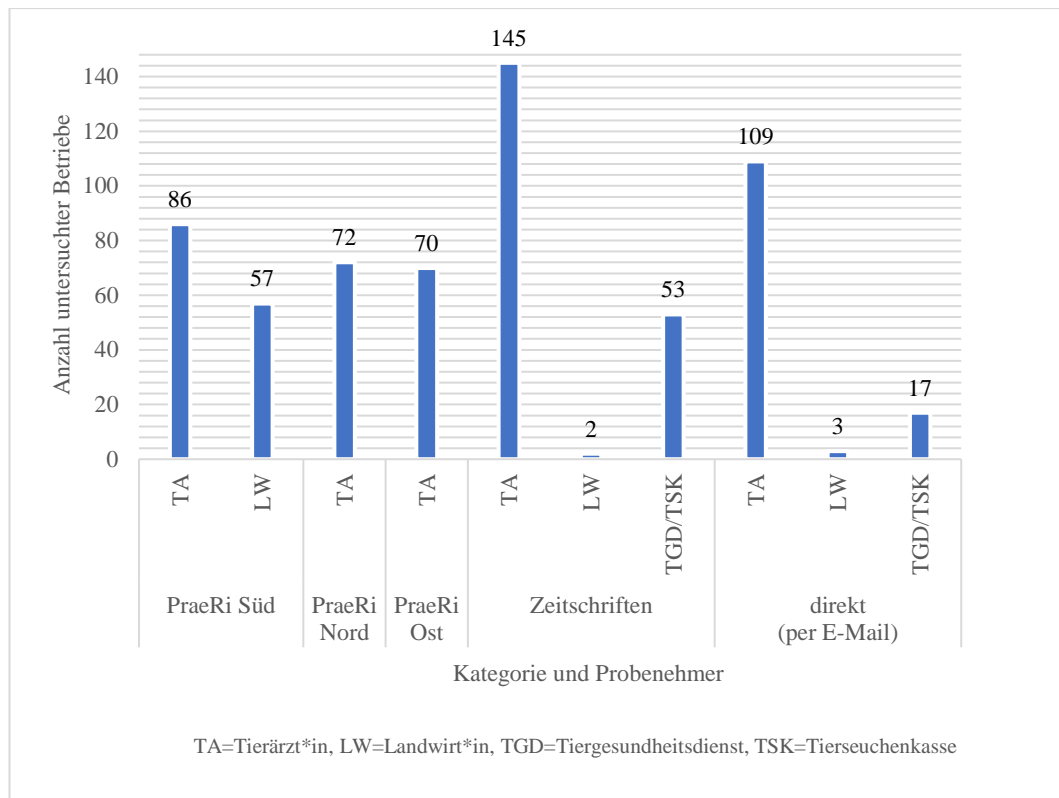
<sup>4</sup>Gemeinschaftsprojekt der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover (TiHo), der Freien Universität Berlin (FU) und der Ludwig-Maximilians-Universität München (LMU) mit dem Titel „Tiergesundheit, Hygiene und Biosicherheit in deutschen Milchviehbetrieben – eine Prävalenzstudie (PraeRi)“; gefördert vom Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft sowie der Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (HOEDEMAKER, 2020).



TiHo Hannover, Direktorin Prof. Dr. Christina Strube, PhD). Zusätzlich wurden 57 Betriebe der PraeRi-Region Süd nach Abschluss der Bestandsuntersuchung koproskopisch untersucht, da die Landwirt\*innen bereit waren, selbst Kotproben von ihren Tieren zu nehmen und diese auf dem Postweg ins Labor der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der LMU München zu schicken.

Von Oktober 2019 bis Dezember 2020 wurden weitere Betriebe folgendermaßen für die Studie gewonnen:

1.) Aufrufe in Zeitschriften: Deutsches Tierärzteblatt 10/2019, 1392; VETimpulse 11/2020, 8; Das Rote Heft 3/2020, 27-28. 2.) Aufrufe in sozialen Medien: Facebookgruppen „Tiermedizin LMU München“ und „Stellenmarkt für Tierärzte, Praxisvertreter und TFA“ am 25.08.2020. 3.) Kontaktierung von Tierarztpraxen, Tierseuchenkassen und Tiergesundheitsdiensten in Gebieten mit zu diesem Zeitpunkt geringer Datenmenge per E-Mail. Diese Proben wurden im Labor der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der LMU München in Oberschleißheim untersucht.



**Abbildung 1: Art der Probenakquise und Probenehmer**

### 2.3. Probenahme

Nach erfolgreicher Kontaktaufnahme mit der Doktorandin wurde das benötigte Material auf dem Postweg verschickt. In jedem Paket befand sich eine „Anleitung für die Kotprobenentnahme“ (Abbildung 16) und eine erforderliche Anzahl an frankierten Rücksendescheinen. Pro Betrieb waren außerdem ein Fragebogen sowie vier Stuhlröhren 107 x 25 mm enthalten. Diese Stuhlröhren waren alle mit der Betriebs-ID sowie jeweils zwei mit „Jungtiere“ und zwei mit „Kühe“ beschriftet.

### 2.4. Fragebogen

Folgende Betriebsdaten wurden mit einem Fragebogen erfasst (Abbildung 17):

- Rinderrasse (offene Frage)
- Nutzung (Milchvieh, Mutterkuhhaltung, Mast, Hobbyhaltung, Aufzucht, Sonstiges)
- Biobetrieb (ja/nein)
- Weidegang (ja/nein)
- Zeitraum des Weidegangs (ganzjährig oder von – bis)
- Tiergruppe, sofern nicht alle Rinder Weidegang hatten (nur Jungtiere, nur Trockensteher, Sonstiges)

- Art der Weide (Stand-, Umtriebs-, Portionsweide, Siesta, Sonstiges)
- Weidefläche (offene Frage)
- Weide in anderem Landkreis (PLZ angeben)
- Frischgrasfütterung (ja/nein)
- Anzahl der adulten Tiere und Anzahl der Jungtiere (offene Fragen)
- Entwurmung (ja/nein)
- Zeitpunkt der Entwurmung (offene Frage)
- eingesetztes Anthelminthikum (offene Frage; im Fall der Angabe von Markennamen wurden diese für die Auswertung in den Wirkstoff des jeweiligen Produkts umgewandelt)
- bereits bekannter Befall mit Leber- und/oder Pansenegeln (nein, Leberegel, Pansenegel; Mehrfachnennung möglich).

Der Fragebogen wurde vom jeweiligen Probennehmer ausgefüllt.

Daten für Betriebe aus der PraeRi-Studie wurden aus den Studienunterlagen des Projekts für die Auswertung zur Verfügung gestellt. Für die vorliegende Dissertation relevante Fragestellungen waren:

- Rinderrasse (aus dem Herkunftssicherungs- und Informationssystem für Tiere (HI-Tier) ermittelt)
- Nutzung (es haben nur Milchviehbetriebe teilgenommen)
- Biobetrieb (ja/nein/Umstellung von konventionell auf ökologisch; Betriebe in Umstellung wurden in der Auswertung als konventionell eingestuft)
- Weidegang (ja/nein)
- Zeitraum des Weidegangs (ganzjährig/Sommer)
- Tiergruppe mit Weidegang (Jungtiere/Laktierende/Trockensteher; Mehrfachnennungen möglich)
- Anzahl der adulten Tiere und Anzahl der Jungtiere (aus HI-Tier ermittelt)
- Entwurmung (ja/nein).

Aus den Daten des PraeRi-Projekts konnten die Art der Weide, Weidefläche, Frischgrasfütterung, eingesetztes Anthelminthikum und bekannter Leber-/Pansenegelbefall zum Zeitpunkt der Beprobung nicht ermittelt werden.

### **3. Untersuchungstechniken**

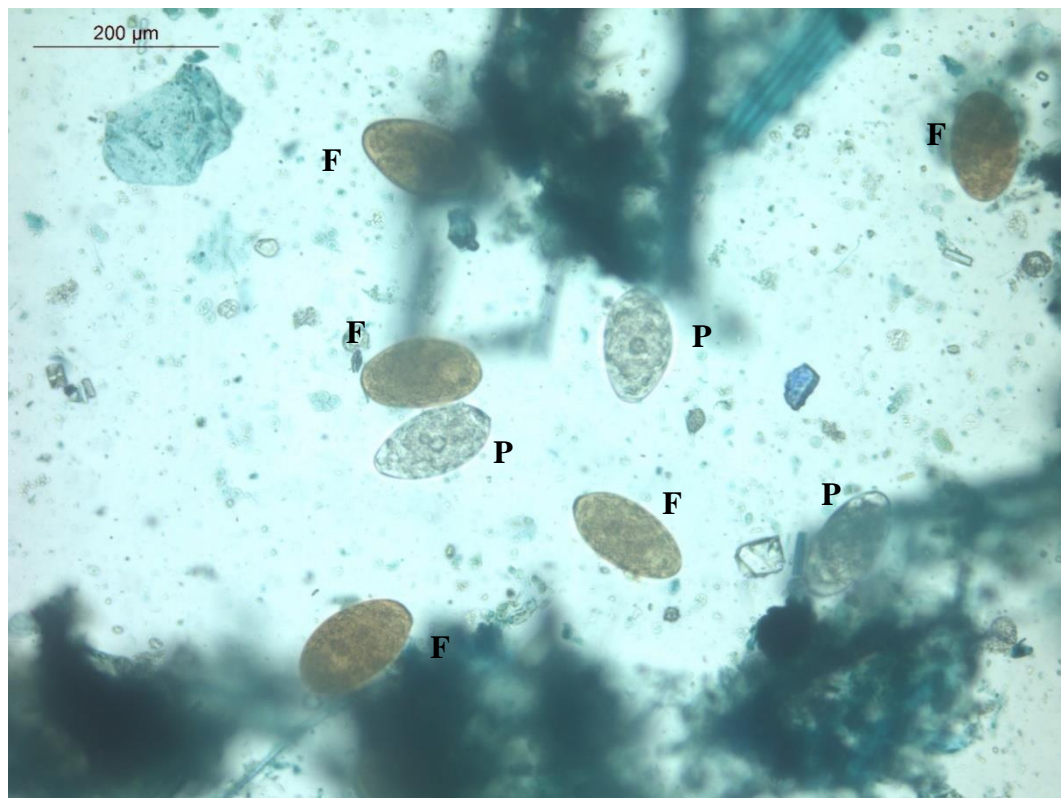
#### **3.1. Sedimentation**

Die Untersuchung der Kotproben in den Laboren fand vom 09.10.2018 bis zum 29.12.2020 statt. Die Proben wurden nach Eingang in der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der LMU München vor der Untersuchung zwischen einem und 14 Tagen im Kühlschrank aufbewahrt, im Institut für Parasitologie der TiHo Hannover bis zu acht Wochen nach Entnahmedatum.

Die im Folgenden beschriebene Untersuchungstechnik der Sedimentation wurde nach DEPLAZES et al. (2020b) modifiziert und wird an der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der LMU München standardmäßig so durchgeführt. Vor Beginn dieser Untersuchung wurde die Methode anhand von Kotproben aus zwei Betrieben, bei deren Rindern der Befall mit Pansenegeln bekannt war, nochmals validiert. Hierfür wurden acht Einzeltierproben als Referenzproben sowie zwei Sammelkotproben derselben Tiere koproskopisch entsprechend der nachfolgenden Beschreibung untersucht. Danach wurden die Ergebnisse verglichen. So konnte zum einen bestätigt werden, dass die verwendete Methode einen Befall mit Pansenegeln erkennt. Zum anderen wurde sichergestellt, dass die Untersuchung von Sammelkotproben statt Einzeltierproben keinen nennenswerten Einfluss auf die Prävalenzermittlung hat.

Das Vorgehen war sowohl für die Validierung als auch für die Datenerhebung gleich. Zuerst wurde die Sammelprobe durchmischt. Anschließend wurden circa 10 g Kot entnommen und mit Leitungswasser in einem Mörser homogenisiert. Danach wurde die erhaltene Suspension durch ein Sieb mit einer Maschenweite zwischen 1000  $\mu\text{m}$  und 1500  $\mu\text{m}$  in ein 600-ml-Becherglas des Typs Boro 3.3. überführt. Das Sieb wurde mit einem scharfen Wasserstrahl durchspült bis die 500-ml-Marke des Becherglases erreicht war. Jede Probe sedimentierte mindestens 15 Minuten, dann wurde der Überstand abgegossen und das Glas erneut mit Leitungswasser aufgefüllt. Dieser Vorgang wurde in der Regel drei- bis viermal wiederholt, mindestens aber solange, bis der Überstand klar war. Das so erhaltene Sediment wurde durch ein Sieb mit Maschenweite 300  $\mu\text{m}$  in eine Petrischale überführt. Circa 8 ml des Sediments wurden mittels einer 5-ml-Pasteurpipette in eine Zählkammer pipettiert. In der Zählkammer wurde das Sediment mit drei Tropfen Methylenblau-Lösung nach Kühne angefärbt, um pflanzliche Anteile blau

anzufärben und die Parasiteneier so besser abgrenzen zu können. Schließlich wurde das Sediment unter dem Mikroskop nach Eiern von Pansenegeln und großem Leberegel durchsucht. Die Eier von *F. hepatica* sind goldgelb, während sich die Eier der Pansenegel gräulich-durchscheinend darstellen (Abbildung 2). Sobald ein Leber- oder Panseneglei in einer der vier Proben des Betriebs gefunden wurde, wurde dieser als positiv eingestuft.



**Abbildung 2: Eier von Pansenegeln (P) und *Fasciola hepatica* (F). Foto: Labor der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung, LMU München**

### 3.2. Speziesbestimmung

Wenn Pansenegleier im Sediment enthalten waren, so wurde das verbleibende, nicht angefärbte Sediment aus der Petrischale zurück ins Becherglas gegeben und noch weitere drei- bis fünfmal sedimentiert. Zwischen den Sedimentationsvorgängen wurde die Probe erneut durch das 300-µm-Sieb gegossen, um die letzten größeren Partikel zu entfernen. Anschließend wurde es in eine sterile 15-ml-Schraubröhre überführt und bei 2500 Umdrehungen pro Minute 5 Minuten zentrifugiert. Der Überstand wurde abpipettiert und die erhaltene Probe an das Institut für Parasitologie der TiHo Hannover versandt. Dort wurde die Speziesbestimmung durchgeführt.

Dafür wurden aus jeder Probe jeweils einige Pansenegleier aus dem Sediment isoliert. Die genomische DNA wurde extrahiert, indem die jeweiligen Eier mit 90 µl DirectPCR® Lysis Reagent (Cell) und 10 µl Proteinase K versetzt und bei 55 °C für 16 Stunden und anschließend bei 85 °C für 45 Minuten inkubiert wurden. Danach wurde eine PCR durchgeführt, in der die ITS-2 Region sowie die flankierenden 5.8S und 28S rDNA (ribosomale DNA)-Sequenzen unter Verwendung der Primer ITS-2For und ITS-2Rev amplifiziert wurden (entnommen aus ITAGAKI et al. (2003)). Das Reaktionsvolumen betrug 50 µl und enthielt 1 µl DreamTaq DNA-Polymerase (5 U/µl), 5 µl 10x DreamTaq Pufferlösung, 1 µl dNTP (Desoxyribonukleosidtriphosphat) Mix (je 10 mM), jeweils 2 µl Vorwärts- bzw. Rückwärtsprimer (je 10 µM), 10 µl DNA-Template und 29 µl bidestilliertes Wasser. Das PCR-Temperaturprofil war wie folgt: initiale Denaturierung für 3 Minuten bei 95 °C, 40 Zyklen mit je 30 Sekunden Denaturierung bei 95 °C, 1 Minute Primerannealing bei 53 °C, 45 Sekunden Elongation bei 72 °C und eine finale Elongation für 10 Minuten bei 72 °C. Die PCR-Produkte wurden auf einem 1%igen Agarosegel aufgetrennt und mit GelRed® visualisiert. Bei erwarteter Amplifikatlänge wurden sie anschließend kommerziell sequenziert (Seqlab Sequence Laboratories Göttingen, Germany). Die erhaltenen Sequenzen wurden mit veröffentlichten Sequenzen der NCBI GenBank verglichen und so die jeweilige Pansenegelart der Probe identifiziert.

#### **4. Statistische Auswertung**

Die statistische Auswertung der Daten sowie deren grafische Darstellung wurden mithilfe der freien Software R für Statistik und Grafik, Version 4.0.3 und Microsoft Office Excel 2019 durchgeführt. Auch die nicht nach Schema beprobten Betriebe wurden in die Analysen aufgenommen. Für die gesamte Auswertung wurde als Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$  festgelegt. Die Konfidenzintervalle bei binomialverteilten Daten wurden anhand des Konfidenzniveaus  $1 - \alpha = 0,95$  berechnet (Vertrauensbereich). Um einzuordnen, ob Unterschiede oder Zusammenhänge statistisch signifikant sind, wurde der p-Wert bestimmt. In der vorliegenden Dissertation wird ab einem Wert von  $p < 0,05$  von einem statistisch signifikanten Ergebnis gesprochen. Die Pansenegel- sowie die Leberegelprävalenzen wurden für Deutschland und die vier Regionen jeweils separat berechnet. Zusätzlich dazu wurden Prävalenzwerte für Bayern (Region Süd) und Niedersachsen (Region Nord) berechnet. Um die Prävalenzen der einzelnen

Regionen sowie der beiden Bundesländer statistisch vergleichen zu können, wurde eine logistische Regression durchgeführt. Zudem wurde mithilfe der logistischen Regression untersucht, ob sich die Prävalenzwerte in Milchviehbetrieben und Mutterkuhhaltungen unterscheiden. Alle weiteren aus den Fragebögen erhaltenen Daten wurden deskriptiv ausgewertet und grafisch dargestellt. Um statistisch signifikante Zusammenhänge bzw. Unterschiede zu erkennen oder ausschließen zu können, wurde der Chi-Quadrat-Test herangezogen.

## **IV. ERGEBNISSE**

### **1. Allgemeines**

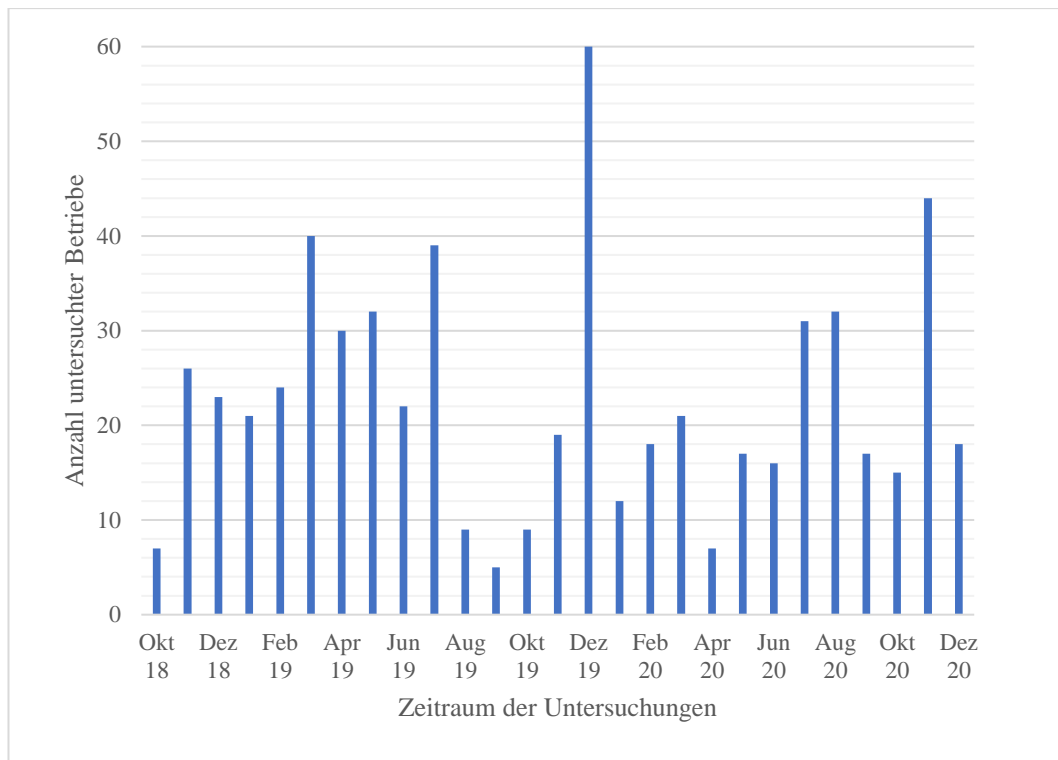
#### **1.1. Untersuchte Betriebe**

Insgesamt wurden 614 Betriebe untersucht, davon 179 in der Region Nord, 76 in der Region Ost, 277 in der Region Süd und 82 in der Region West. 571 der insgesamt ausgewerteten Betriebe waren Milchviehbetriebe und 43 Mutterkuhhaltungen. 173 Milchviehbetriebe stammten aus der Region Nord, 57 aus der Region Ost, 270 aus der Region Süd und 71 aus der Region West. Sechs der Mutterkuhhaltungen stammten aus der Region Nord, 19 aus der Region Ost, sieben aus der Region Süd und elf aus der Region West. 506 der Betriebe gaben an, dass sie konventionell wirtschaften würden, während 106 ökologisch wirtschaftende Betriebe an der Studie teilnahmen. Zwei Betriebe machten dazu keine Angabe. In insgesamt 457 Betrieben hatten die Rinder entweder Weidegang und/oder es wurde Frischgras gefüttert, während dies in 156 Betrieben nicht der Fall war. Ein Betrieb machte dazu keine Angaben. Für 228 Betriebe aus der PraeRi-Studie sind keine Informationen darüber vorhanden, ob sie Frischgras füttern oder nicht.

#### **1.2. Zeitlicher Verlauf der Untersuchungen**

Die Anzahl untersuchter Betriebe pro Monat über den gesamten Untersuchungszeitraum ist in Abbildung 3 dargestellt.





**Abbildung 3: Anzahl der untersuchten Betriebe pro Monat im gesamten Untersuchungszeitraum**

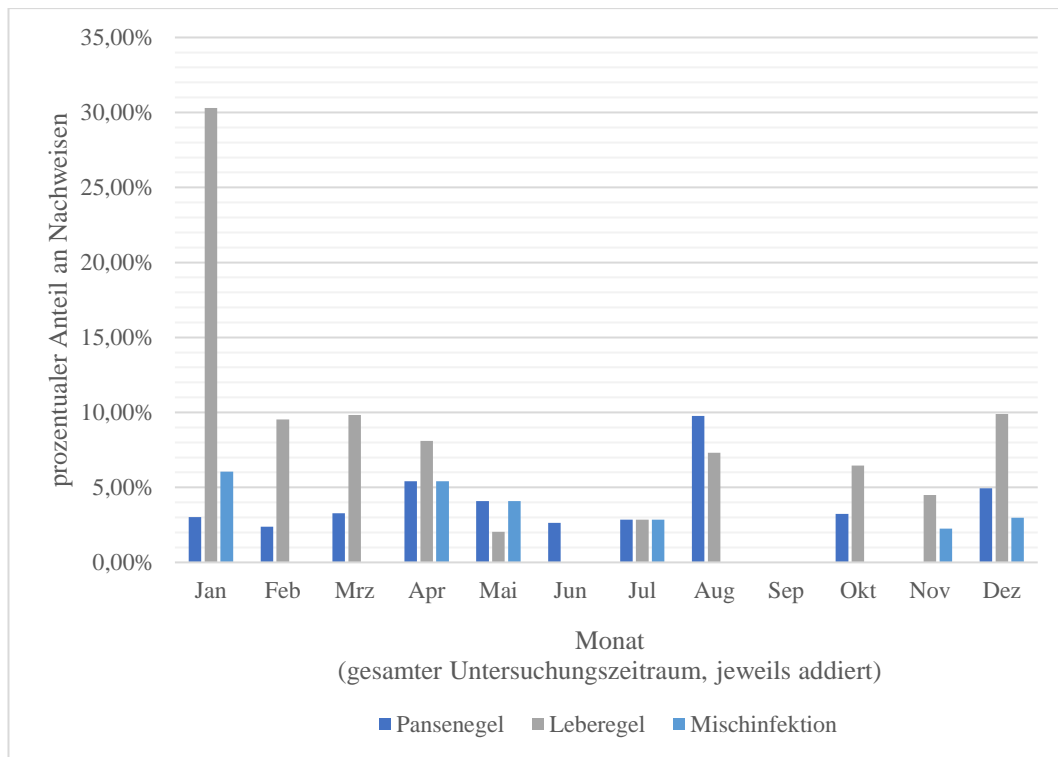
Die Ergebnisse der Koproskopie<sup>5</sup> nach Untersuchungsmonat sind in Tabelle 3 aufgeführt. Der prozentuale Anteil der Pansen- und Leberegelnachweise sowie der Nachweise von Mischinfektionen an der Gesamtzahl untersuchter Betriebe pro Monat sind jeweils addiert aus dem gesamten Untersuchungszeitraum in Abbildung 4 dargestellt. Der Einfluss des Untersuchungsmonats auf die Prävalenz konnte durch zu große Schwankungen bei den pro Monat untersuchten Betrieben jedoch nicht ermittelt werden. Einige Proben wurden zudem möglicherweise schon im Vormonat der Untersuchung genommen. Für Oktober, November und Dezember lagen außerdem Daten aus drei Jahren vor (2018 bis 2020), während für die restlichen neun Monate nur Daten aus zwei Jahren vorlagen (2019 und 2020).

<sup>5</sup> Betriebe, in denen Mischinfektionen nachgewiesen wurden, stellen die Schnittmenge der Betriebe mit Pansen- oder Leberegelnachweis dar und sind deshalb sowohl in die Berechnungen zur Pansenegelprävalenz als auch zur Leberegelprävalenz integriert. Um sie nicht doppelt zu zählen, sind sie in Übersichtstabellen häufig gesondert aufgeführt.

**Tabelle 3: Anzahl der untersuchten Betriebe sowie koproskopische Untersuchungsergebnisse pro Monat im gesamten Untersuchungszeitraum**

<b>Monat Jahr</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>Negativ</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Pansenegel</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Leberegel</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Mischinfektion</b> (Anzahl Betriebe)
Okt 2018 (n = 7)	5	0	2	0
Nov 2018 (n = 26)	23	0	2	1
Dez 2018 (n = 23)	20	1	1	1
Jan 2019 (n = 21)	13	1	7	0
Feb 2019 (n = 24)	22	1	1	0
Mrz 2019 (n = 40)	34	0	6	0
Apr 2019 (n = 30)	24	2	3	1
Mai 2019 (n = 32)	27	2	1	2
Jun 2019 (n = 22)	22	0	0	0
Jul 2019 (n = 39)	38	0	1	0
Aug 2019 (n = 9)	8	0	1	0
Sep 2019 (n = 5)	5	0	0	0
Okt 2019 (n = 9)	8	1	0	0
Nov 2019 (n = 19)	17	0	1	1
Dez 2019 (n = 60)	47	3	9	1
Jan 2020 (n = 12)	7	0	3	2
Feb 2020 (n = 18)	15	0	3	0
Mrz 2020 (n = 21)	19	2	0	0

Apr 2020 (n = 7)	6	0	0	1
Mai 2020 (n = 17)	17	0	0	0
Jun 2020 (n = 16)	15	1	0	0
Jul 2020 (n = 31)	26	2	1	2
Aug 2020 (n = 32)	26	4	2	0
Sep 2020 (n = 17)	17	0	0	0
Okt 2020 (n = 15)	15	0	0	0
Nov 2020 (n = 44)	43	0	1	0
Dez 2020 (n = 18)	16	1	0	1
Gesamt (n = 614)	535	21	45	13



**Abbildung 4: Prozentualer Anteil der Nachweise von Pansen- und/oder Leberegeln pro Monat addiert aus dem gesamten Untersuchungszeitraum**

## 2. Prävalenz

Die Prävalenz wird definiert als Anteil der zu einem bestimmten Zeitpunkt an einer Krankheit erkrankten Tiere an der Gesamtpopulation zum selben Zeitpunkt (FASSL, 1999). Da man unmöglich alle rinderhaltenden Betriebe in Deutschland in einem geeigneten Untersuchungszeitraum beproben kann, muss der wahre Prävalenzwert geschätzt werden. Er liegt mit einer Wahrscheinlichkeit von 95 % im Konfidenzintervall des ermittelten Prävalenzwerts aus der untersuchten Stichprobe.

### 2.1. Übersicht über die Untersuchungsergebnisse

In Tabelle 4 ist eine Übersicht der mittels Koproskopie erhobenen Untersuchungsergebnisse dargestellt. Es sind sowohl Pansenegel- und Leberegelnachweise als auch Mischinfektionen bei Rindern auf Herdenebene für Deutschland und die einzelnen Regionen aufgeführt.

**Tabelle 4: Übersicht über die koproskopischen Untersuchungsergebnisse (Pansenegelfall, Leberegelfall, Mischinfektionen) bei Rindern in Deutschland und je Region**

<b>Region</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>negativ</b>		<b>Pansenegel</b>		<b>Leberegel</b>		<b>Mischinfektion</b>	
	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%
Nord (n = 179)	156	87,2	12	6,7	8	4,5	3	1,7
Ost (n = 76)	68	89,5	2	2,6	2	2,6	4	5,3
Süd (n = 277)	232	83,8	4	1,4	35	12,6	6	2,2
West (n = 82)	79	96,3	3	3,7	0	0	0	0
Deutschland (n = 614)	535	87,1	21	3,4	45	7,3	13	2,1

## **2.2. Pansenegelprävalenz in Deutschland**

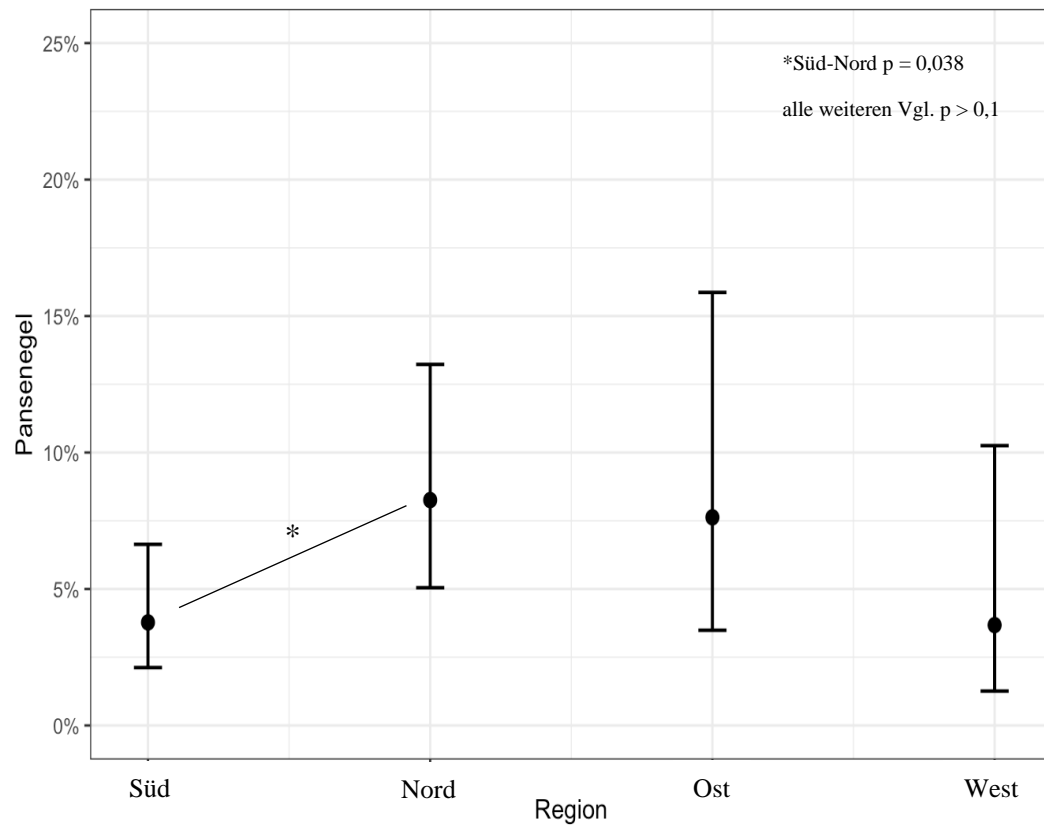
Von den deutschlandweit 614 untersuchten rinderhaltenden Betrieben waren 34 Pansenegel-positiv. Das entspricht einer Prävalenz von 5,5 % mit einem 95 % - Konfidenzintervall zwischen 3,7 % und 7,4 %.

## **2.3. Leberegelprävalenz in Deutschland**

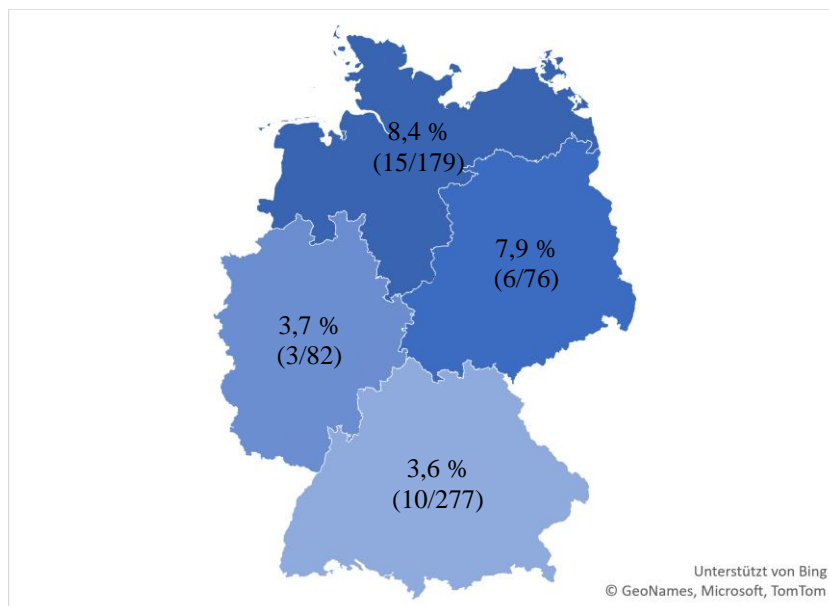
Von den deutschlandweit 614 untersuchten rinderhaltenden Betrieben waren 58 Leberegel-positiv, was einer Prävalenz von 9,5 % entspricht. Die Grenzen des 95 % - Konfidenzintervalls liegen bei 7,1 % und 11,8 %.

## **2.4. Pansenegelprävalenz in den einzelnen Regionen**

Die ermittelte Pansenegelprävalenz für die Region Nord beträgt 8,4 % (15/179), für die Region Ost 7,9 % (6/76), für die Region Süd 3,6 % (10/277) und für die Region West 3,7 % (3/82) (Abbildung 5). Vergleicht man die Regionen miteinander, so ist nur der Unterschied zwischen Region Süd und Region Nord statistisch signifikant. Demnach hat ein Betrieb in der Region Nord ein um den Faktor 2,3 (Odds Ratio) höheres Risiko, dass dessen Rinder mit Pansenegeln infiziert sind, als ein Betrieb in der Region Süd ( $p = 0,038$ ). Alle anderen Vergleiche der Regionen hatten einen  $p$ -Wert  $> 0,1$  und waren deshalb nicht statistisch signifikant interpretierbar. Zur besseren Veranschaulichung sind die einzelnen Prävalenzen zusätzlich in Abbildung 6 abgebildet.



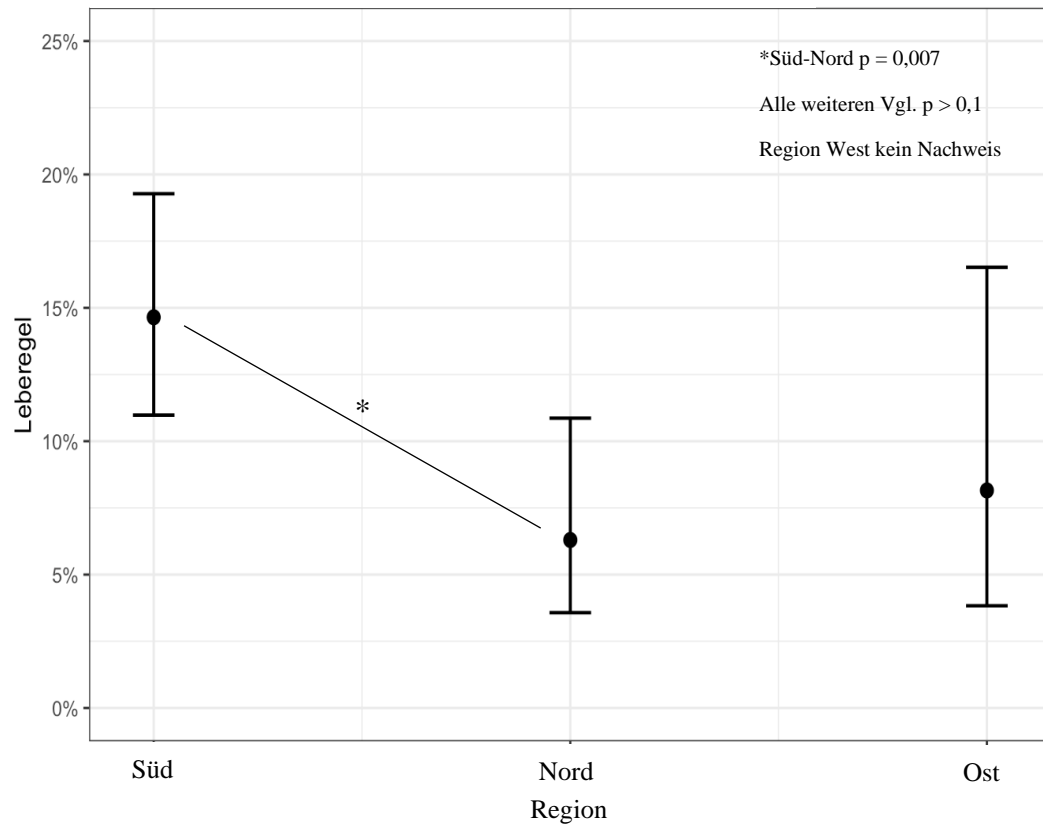
**Abbildung 5: Prävalenz und Konfidenzintervalle für den Pansenegelbefall bei Rindern je Region**



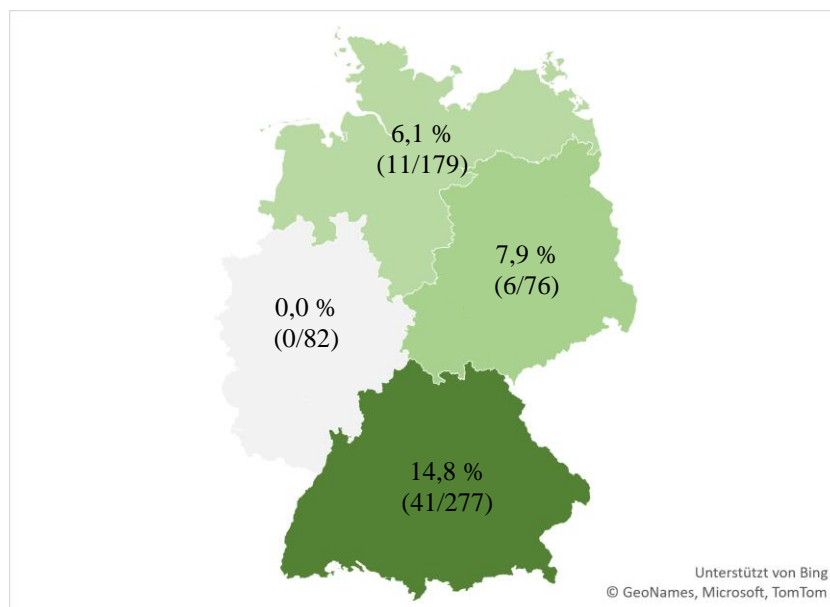
**Abbildung 6: Pansenegelprävalenz bei Rindern je Region**

## **2.5. Leberegelprävalenz in den einzelnen Regionen**

Die ermittelte Prävalenz für *F. hepatica* beträgt 6,1 % in der Region Nord (11/179), 7,9 % in der Region Ost (6/76) und 14,8 % in der Region Süd (41/277). In der Region West wurde der große Leberegel nicht nachgewiesen (0/82) (Abbildung 7). Rinder eines Betriebs in der Region Nord haben gegenüber Rindern in der Region Süd ein 0,4-faches Risiko (Odds Ratio) mit Leberegeln infiziert zu sein ( $p = 0,007$ ). Die Vergleiche zwischen Region Süd und Region Ost sowie zwischen Region Nord und Region Ost sind nicht statistisch signifikant ( $p > 0,05$ ). Zur besseren Veranschaulichung sind die einzelnen Prävalenzen zusätzlich in Abbildung 8 abgebildet.



**Abbildung 7: Prävalenz und Konfidenzintervalle für den Leberegelbefall bei Rindern je Region**



**Abbildung 8: Leberegelprävalenz bei Rindern je Region**

## 2.6. Mischinfektionen

In den angegebenen Prävalenzen für Pansenegel und *F. hepatica* sind sowohl die Betriebe, die jeweils nur mit einem Parasiten infiziert waren, als auch insgesamt



13 Betriebe mit Mischinfektionen enthalten. Die mischinfizierten Betriebe wurden in beiden Berechnungen miteinbezogen. Der Anteil mischinfizierter Betriebe in der untersuchten Stichprobe beträgt für Deutschland 2,1 % (13/614), für die Region Nord 1,7 % (3/179), für die Region Ost 5,3 % (4/76) und für die Region Süd 2,2 % (6/277). Es konnte kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen Mischinfektionen und der untersuchten Region hergestellt werden ( $p = 0,134$ ).

### **2.7. Pansenegelprävalenz in Bayern und Niedersachsen**

In Niedersachsen waren zehn von 92 Betrieben Pansenegel-positiv, das ergibt eine Prävalenz von 10,9 % (95 %-KI 5,8 % - 18,6 %). In Bayern waren es neun von 205 Betrieben, die Prävalenz beträgt hier also 4,4 % (95 %-KI 2,4 % - 8,3 %). Rinder eines bayerischen Betriebs haben gegenüber Rindern eines niedersächsischen Betriebs ein 0,4-faches Risiko (Odds Ratio) mit Pansenegeln infiziert zu sein ( $p = 0,047$ ).

### **2.8. Leberegelprävalenz in Bayern und Niedersachsen**

Sechs der 92 untersuchten niedersächsischen und 33 der 205 bayerischen Betriebe waren Leberegel-positiv. Daraus ergeben sich Prävalenzwerte von 6,5 % (95 %-KI 3,2 % - 13,9 %) für Niedersachsen und 16,1 % (95 %-KI 11,6 % - 21,6 %) für Bayern. Im Vergleich der beiden Bundesländer hat ein Betrieb in Bayern ein um den Faktor 2,6 (Odds Ratio) höheres Risiko, dass dessen Rinder mit dem großen Leberegel infiziert sind, als ein Betrieb in Niedersachsen. Dieser Wert ist statistisch signifikant ( $p = 0,031$ ).

### **2.9. Verteilung der Pansenegelspezies in Deutschland**

*C. daubneyi* wurde in 20 Betrieben nachgewiesen, davon siebenmal in der Region Nord, fünfmal in der Region Ost, fünfmal in der Region Süd und dreimal in der Region West. *P. leydeni* wurde in drei Betrieben in der Region Nord und einem Betrieb in der Region Ost nachgewiesen. Je fünf Proben aus Region Nord und Süd konnten nicht identifiziert werden. Ursächlich dafür war meist eine zu geringe Anzahl an Eiern in der Probe. Die genaue Verteilung auf die einzelnen Bundesländer ist in Tabelle 5 dargestellt.

**Tabelle 5: Verteilung der nachgewiesenen Pansenegelspezies auf die einzelnen Bundesländer und Regionen in Deutschland inklusive nicht identifizierbarer Proben**

<b>Region</b> (n = Anzahl untersuchter Betriebe)	<b>Bundesland</b>	<i>C. daubneyi</i> (Anzahl Betriebe)	<i>P. leydeni</i> (Anzahl Betriebe)	<b>Spezies nicht identifizierbar</b> (Anzahl Betriebe)
Nord (n = 179)	Schleswig-Holstein	1	-	2
	Hamburg	-	-	-
	Niedersachsen	5	3	2
	Bremen	-	-	-
	Mecklenburg-Vorpommern	1	-	1
Ost (n = 76)	Berlin	-	-	-
	Brandenburg	-	1	-
	Sachsen	1	-	-
	Sachsen-Anhalt	-	-	-
	Thüringen	4	-	-
Süd (n = 277)	Baden-Württemberg	1	-	-
	Bayern	4	-	5
West (n = 82)	Nordrhein-Westfalen	1	-	-
	Hessen	2	-	-
	Rheinland-Pfalz	-	-	-
	Saarland	-	-	-
Deutschland (n = 614)		20	4	10

### 3. Auswertung des Fragebogens

#### 3.1. Nutzungsrichtung

Während bei 23 der 571 Milchviehbetriebe Pansenegel nachgewiesen wurden (4,0 %, 95 %-KI 2,8 % - 6,1 %), waren elf der 43 Mutterkuhherden dahingehend positiv (25,6 %, 95 %-KI 14,2 % - 39,4 %). Diesen Ergebnissen zufolge haben Rinder aus Mutterkuhhaltungen in Deutschland ein um den Faktor 7,7 (Odds Ratio) höheres Risiko, mit Pansenegeln infiziert zu sein, als Milchkühe. Der Wert ist statistisch signifikant ( $p < 0,001$ ).

*F. hepatica* wurde bei 54 von 571 Milchviehbetrieben (9,5 %, 95 %-KI 7,3 % - 12,1 %) und vier von 43 Mutterkuhhaltungen (9,3 %, 95 %-KI 3,7 % - 21,6 %) nachgewiesen. Der Vergleich der beiden Nutzungsrichtungen für den großen Leberegel ist jedoch nicht statistisch signifikant ( $p = 0,974$ ).

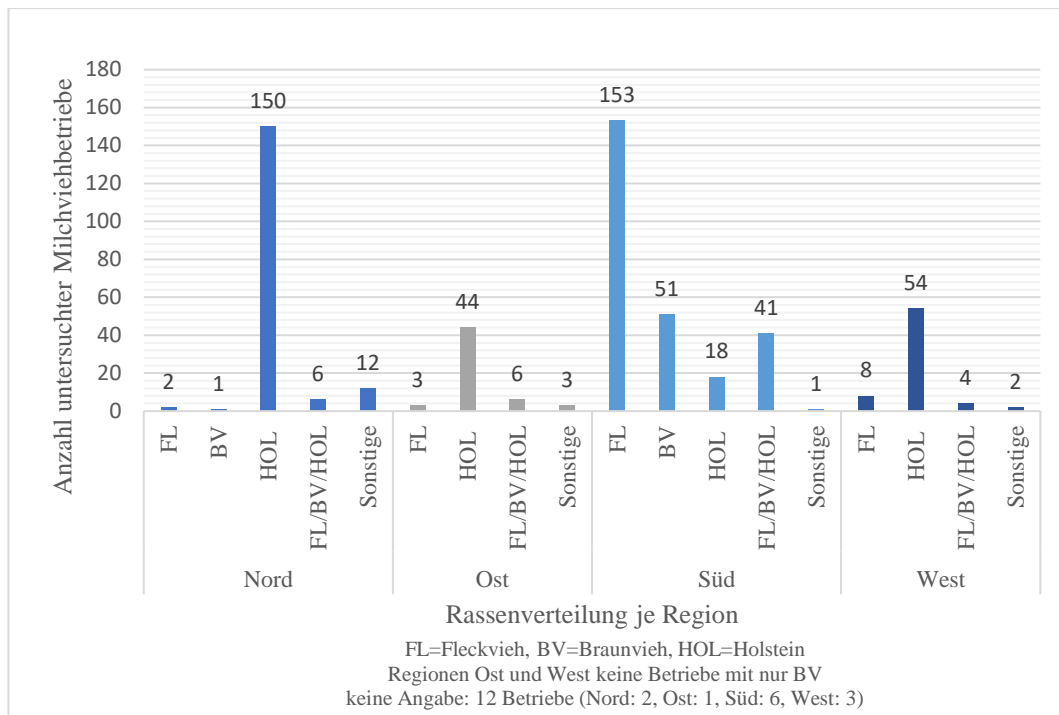
### **3.2. Rassenverteilung**

#### **3.2.1. Milchviehbetriebe**

Die am häufigsten vertretenen Rassen in untersuchten Milchviehbetrieben waren Fleckvieh (FL), Braunvieh (BV) und Holstein<sup>6</sup> (HOL). Einige Betriebe hielten diese drei Rassen auch gemischt (also Fleckvieh und Braunvieh, Fleckvieh und Holstein, Braunvieh und Holstein oder Fleckvieh, Braunvieh und Holstein). Zwölf Milchviehbetriebe haben keine Angaben zur gehaltenen Rasse gemacht, während 18 Betriebe eine andere als diese drei Rassen angegeben haben. Als „Sonstige Rassen“ werden im folgenden Abschnitt Angler, Grauvieh, Jersey, Weißblaue Belgier, das Deutsche Schwarzbunte Niederungsrind sowie verschiedene Kreuzungen bezeichnet. In Abbildung 9 ist die Verteilung der untersuchten Rinderrassen in den einzelnen Regionen dargestellt. In den Regionen Nord, Ost und West hielten die meisten Studienbetriebe Holstein-Kühe, in der Region Süd beteiligten sich dagegen überwiegend Betriebe mit Fleckvieh, aber auch Braunvieh sowie gemischte Betriebe. Aus den Regionen Ost und West nahmen keine Betriebe, die nur Braunvieh halten, an der Studie teil. Die Betriebe ohne Angabe zur gehaltenen Rasse sind in der Grafik nicht aufgeführt. Diese Verteilung stimmt mit der tatsächlichen Verteilung in Deutschland überein. Im Süden gibt es hauptsächlich Fleckvieh- und auch Braunviehkühe, während in den anderen drei Regionen überwiegend Holsteins gehalten werden (STATISTISCHES BUNDESAMT (DESTATIS), 2019).

---

<sup>6</sup> Schwarzbunte und Rotbunte



**Abbildung 9: Gehaltene Rinderrassen der Milchviehbetriebe je Region**

In Tabelle 6 sind die Untersuchungsergebnisse der Milchviehbetriebe jeweils in Bezug auf die gehaltene Rasse dargestellt. Bei Betrieben, die nur Holsteins halten, konnte keine Mischinfektion nachgewiesen werden und bei Betrieben mit sonstigen Rassen keine reine Pansenegelinfection. Mithilfe des Chi-Quadrat-Tests konnte kein statistischer Zusammenhang der untersuchten Rasse mit einem Pansenegelnachweis hergestellt werden ( $p = 0,07$ ). Im Gegensatz dazu konnte ein Zusammenhang der untersuchten Rasse mit einem Leberegelnachweis ermittelt werden ( $p < 0,001$ ). Betriebe mit Fleckvieh waren häufiger mit dem großen Leberegel befallen als Betriebe mit Holsteins, obwohl insgesamt mehr Holstein-Betriebe untersucht wurden. In beiden Berechnungen wurden mischinfizierte Betriebe jeweils miteinbezogen.

**Tabelle 6: Koproskopische Untersuchungsergebnisse der Milchviehbetriebe je Rasse**

Rasse (n = Anzahl Betriebe)	Negativ		Pansenegel		Leberegel		Mischinfektion	
	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%
Fleckvieh (FL) (n = 166)	143	86,1	2	1,2	17	10,2	4	2,4
Braunvieh (BV) (n = 52)	42	80,8	1	1,9	8	15,4	1	1,9
Holstein (HOL) (n = 266)	251	94,4	6	2,3	9	3,4	0	0
FL+BV+ HOL (n = 57)	43	75,4	3	5,3	9	15,8	2	3,5
Sonstige (n = 18)	14	77,8	1	5,6	1	5,6	2	11,1
Keine Angabe (n = 12)	11	-	1	-	0	-	0	-
Milchvieh- betriebe gesamt (n = 571)	504	88,3	14	2,5	44	7,7	9	1,6

### 3.2.2. Mutterkuhhaltungen

Gehalten wurden Bison, Blonde d'Aquitaine, Braunvieh, Charolais, Deutsch Angus, Deutsch Shorthorn, Fleckvieh, Galloway, Gelbvieh, Glanrind, Grauvieh, Highland, Hinterwälder, Limousin, Pinzgauer, Rotes Höhenvieh, Salers, Schwarzbunte Holsteins, Uckermärker, Yak sowie auch hier Kreuzungen. Zwölf Betriebe hielten genannte Rassen gemischt. Für Mutterkuhhaltungen konnte ein Vergleich mit Zahlen des Statistischen Bundesamtes aufgrund zu weniger Betriebe und zu vieler verschiedener Rassen nicht durchgeführt werden. Bei welchen Betrieben Pansenegel- sowie Mischinfektionen nachgewiesen wurden ist in Tabelle 7 dargestellt. Bei keinem der Betriebe wurde eine reine Leberegelinfektion nachgewiesen.

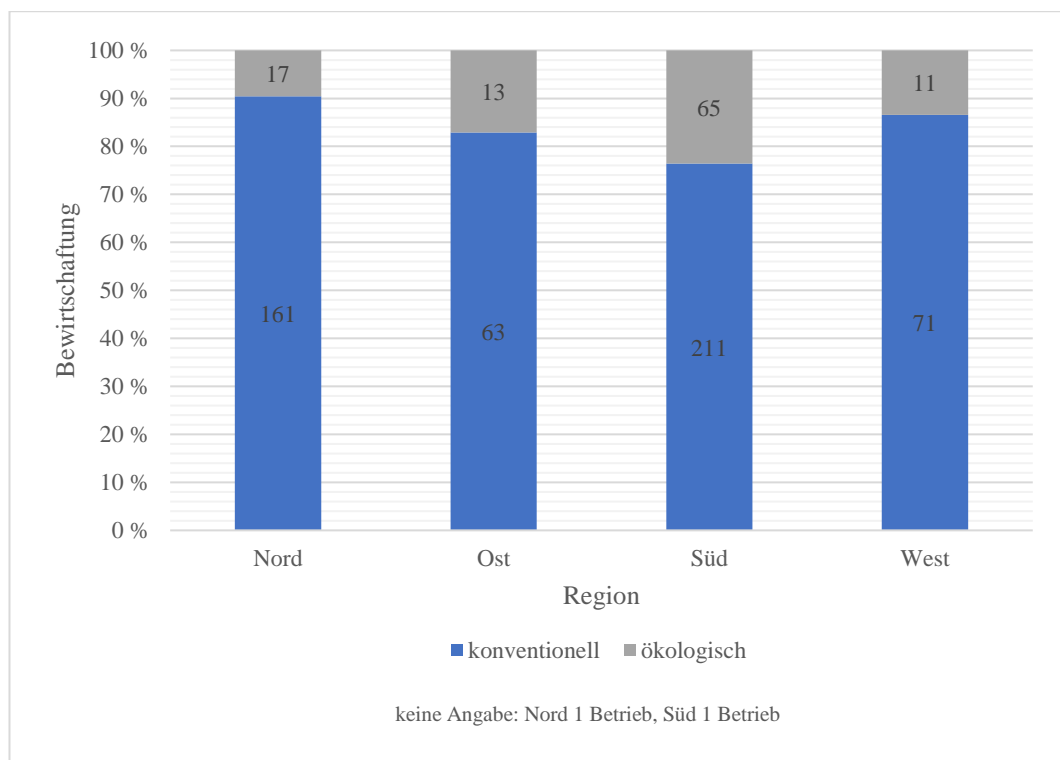
**Tabelle 7: Pansenegelbefall und Mischinfektionen in Mutterkuhhaltungen je Rasse<sup>1</sup>**

Rasse	Pansenegel (Betriebsanzahl)	Mischinfektion (Betriebsanzahl)
Blonde d'Aquitaine	1	-
Charolais	1	1
Fleckvieh	-	1
Fleckvieh + Schwarzbunte	1	-
Galloway	2	-
Galloway + Pinzgauer	-	1
Highland	-	1
Rotes Höhenvieh	1	-
Yak	1	-

<sup>1</sup> Es wurden keine reinen Leberegelinfektionen nachgewiesen.

### 3.3. Bewirtschaftung

Abbildung 10 zeigt die Bewirtschaftung in den einzelnen Regionen. In der Region Süd nahmen prozentual mehr ökologisch wirtschaftende Betriebe teil als in der Region Nord. Dieser Unterschied ist statistisch signifikant ( $p = 0,001$ ).



**Abbildung 10: Bewirtschaftung je Region**

In Tabelle 8 sind die Untersuchungsergebnisse in Bezug auf die Bewirtschaftung dargestellt. Es besteht sowohl für Pansenegel ( $p = 0,01$ ) als auch für Leberegel ( $p < 0,001$ ) ein statistisch signifikanter Zusammenhang der beiden Variablen. Ökologisch wirtschaftende Betriebe haben eine höhere relative Häufigkeit, mit

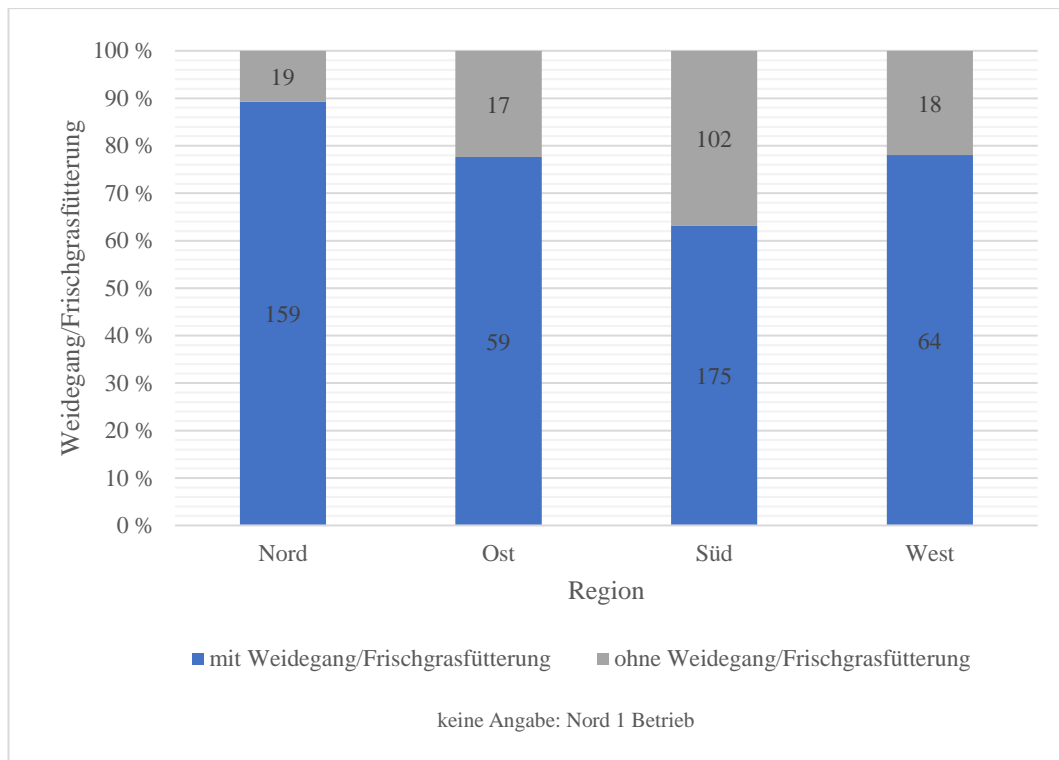
Pansen- und/oder Leberegeln infiziert zu sein, als konventionelle Betriebe. Dabei wurden mischinfizierte Betriebe jeweils in beide Berechnungen miteinbezogen. Die beiden Betriebe, die keine Angabe zur Art der Bewirtschaftung im Fragebogen gemacht haben, wurden dabei nicht berücksichtigt.

**Tabelle 8: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf die Bewirtschaftung**

<b>Bewirt- schaftung</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>Negativ</b>		<b>Pansenegel</b>		<b>Leberegel</b>		<b>Mischinfektion</b>	
	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%
Ökologisch (n = 106)	69	65,1	8	7,5	26	24,5	3	2,8
Konventionell (n = 506)	465	91,9	12	2,4	19	3,6	10	2,0
Keine Angabe (n = 2)	1	-	1	-	0	-	0	-
Betriebe gesamt (n = 614)	535	87,1	21	3,4	45	7,3	13	2,1

### 3.4. Weidegang und Frischgrasfütterung

Dem Weidegang wurde im Fragebogen ein größerer Abschnitt gewidmet. Aufgrund zu geringer Datenmenge wurde im Nachhinein auf die nähere Beurteilung der Fragen zur Art der Weide sowie zur Größe der Weidefläche verzichtet. Wenn sich die Weide in einem anderen Landkreis befand, so wurde trotzdem der Sitz des Betriebes für die weitere Auswertung verwendet. Der Weidegang wurde gemeinsam mit der Frischgrasfütterung ausgewertet. Die Verteilung der Betriebe mit oder ohne Weidegang bzw. Frischgrasfütterung in den einzelnen Regionen ist in Abbildung 11 dargestellt. In der Region Nord haben prozentual mehr Betriebe Weidegang oder füttern Frischgras als in der Region Süd, dieser Unterschied ist statistisch signifikant ( $p < 0,001$ ).



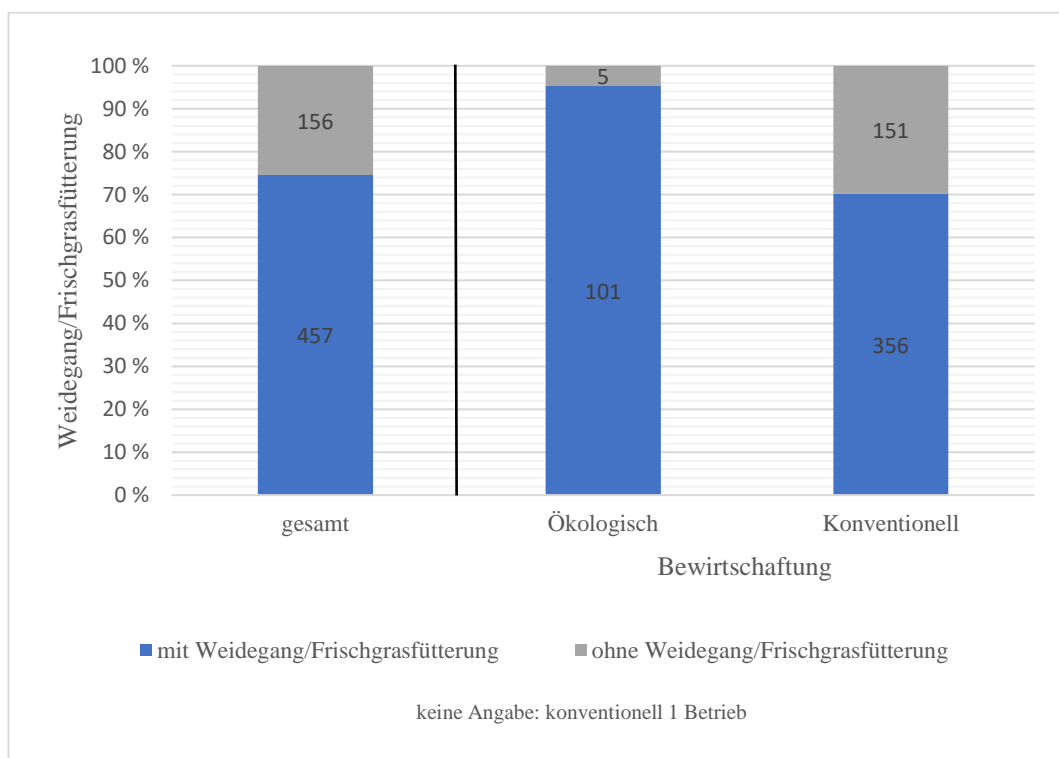
**Abbildung 11: Weidegang und Frischgrasfütterung je Region**

In den folgenden Abbildungen ist die Verteilung der Betriebe mit Weidegang/Frischgrasfütterung in Bezug auf die Nutzung sowie in Bezug auf die Bewirtschaftung dargestellt. Es ist zu erkennen, dass Mutterkuh- häufiger als Milchviehbetriebe und ökologisch häufiger als konventionell bewirtschaftete Betriebe die Frage nach dem Weidegang und der Frischgrasfütterung mit „ja“ beantwortet haben (Abbildung 12, Abbildung 13).





**Abbildung 12: Weidegang und Frischgrasfütterung gesamt und nach Nutzungsrichtung**



**Abbildung 13: Weidegang und Frischgrasfütterung gesamt und nach Bewirtschaftung**

Die Untersuchungsergebnisse in Bezug auf die Variable Weidegang und Frischgrasfütterung sind in Tabelle 9 aufgeführt. Dabei wurde auch zwischen Milchviehbetrieben und Mutterkuhhaltungen unterschieden. Rinder mit Weidegang und/oder Frischgrasfütterung sind demnach häufiger mit Leber- und/oder Pansenegeln befallen als Rinder, die diesen Zugang nicht haben. Dieser Unterschied ist statistisch signifikant ( $p < 0,001$ ). Bei den drei Milchviehbetrieben, bei denen ein Befall nachgewiesen wurde, obwohl sie keinen Weidegang haben, handelt es sich um Betriebe des PraeRi-Projekts.

**Tabelle 9: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf den Weidegang und die Frischgrasfütterung**

<b>Weidegang/ Frischgras- fütterung</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>Negativ</b>		<b>Pansenegel</b>		<b>Leberegel</b>		<b>Mischinfektion</b>	
	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%
Milchvieh mit Weide/Gras (n = 415)	350	84,3	13	3,1	43	10,4	9	2,2
Milchvieh ohne Weide/Gras (n = 155)	152	98,1	1	0,6	2	1,3	0	0
Mutterkuh mit Weide/Gras (n = 42)	31	73,8	7	16,7	0	0	4	9,5
Mutterkuh ohne Weide/Gras (n = 1)	1	100	0	0	0	0	0	0
Gesamt mit Weide/Gras (n = 457)	381	83,4	20	4,4	43	9,4	13	2,8
Gesamt ohne Weide/Gras (n = 156)	153	98,1	1	0,6	2	1,3	0	0
Keine Angabe (n = 1)	1	-	0	-	0	-	0	-
Betriebe gesamt (n = 614)	535	87,1	21	3,4	45	7,3	13	2,1

Die Auswertung zum Zeitraum, in dem den Tieren Weidegang ermöglicht wurde, sowie der jeweiligen Tiergruppe, die auf der Weide war, wurde rein deskriptiv

durchgeführt. In Tabelle 10 ist der Parasitenbefall in Bezug auf den Zeitraum des ermöglichten Weidegangs dargestellt. Als ganzjährig zählen Betriebe, deren Rinder elf oder zwölf Monate im Jahr Zugang zu Weiden haben. Sommermonate bezeichnet den erweiterten Zeitraum von März bis Oktober und Wintermonate von November bis Februar. Einige Betriebe mit Weidegang machten keine Angaben zum Zeitraum des Weidegangs oder füttern Frischgras ohne Weidegang und sind deshalb in dieser Kategorie aufgeführt.

**Tabelle 10: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf den Zeitraum des Weidegangs<sup>II</sup>**

<b>Zeitraum</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>Negativ</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Pansenegel</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Leberegel</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Mischinfektion</b> (Anzahl Betriebe)
Ganzjährig (n = 28)	22	4	0	2
Sommermonate (n = 391)	324	15	42	10
Wintermonate (n = 1)	0	0	0	1
Keine Angabe/nur Grasfütterung (n = 37)	35	1	1	0
Betriebe mit Weidegang/ Grasfütterung gesamt (n = 457)	381	20	43	13

<sup>II</sup> ganzjährig: 11 oder 12 Monate, Sommermonate: Mrz – Okt, Wintermonate: Nov - Feb

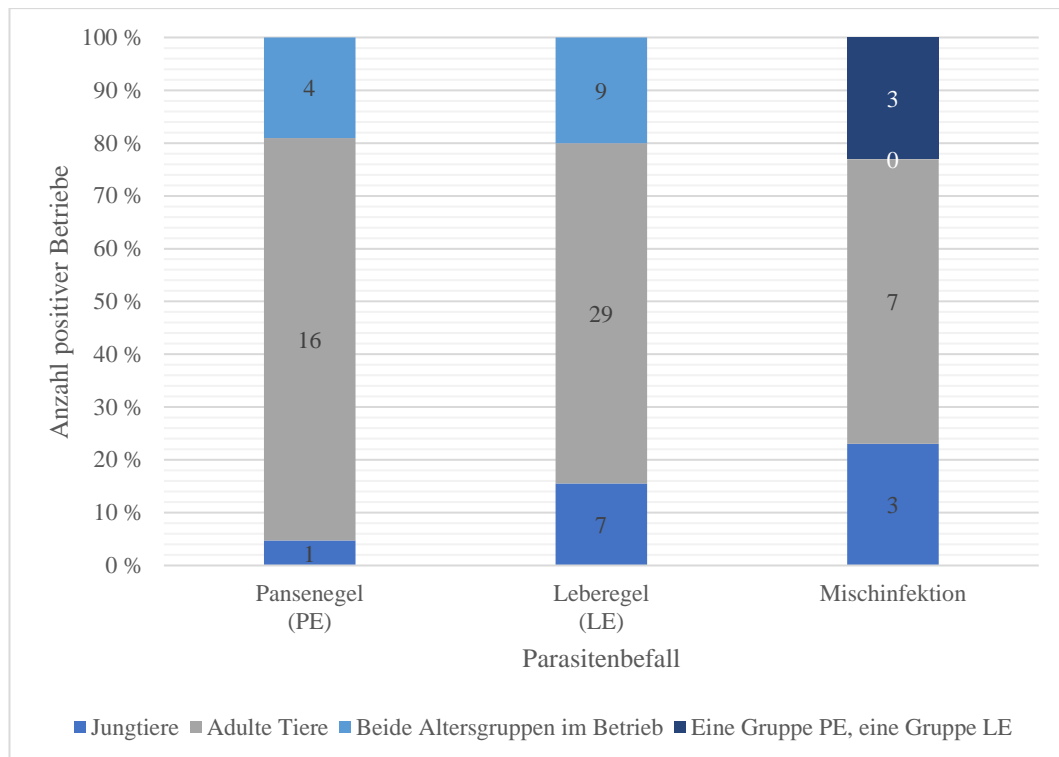
In Tabelle 11 sind die jeweiligen Tiergruppen mit Weidegang (nur Jungtiere, nur adulte Tiere oder beide; 15 Betriebe machten keine Angabe oder füttern nur frisches Gras) in Bezug auf den ermittelten Parasitenbefall (Pansenegel, Leberegel und Mischinfektionen) aufgeführt. In fast allen Betrieben, bei denen ein Befall nachgewiesen wurde, hatten sowohl Jungtiere als auch adulte Tiere Weidegang.

**Tabelle 11: Auswertung des Weidegangs der jeweiligen Altersgruppe bezogen auf die koproskopischen Untersuchungsergebnisse der beiden Altersgruppen**

<b>Tiergruppe mit Weidegang</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>Negativ</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Nur Jungtiere betroffen</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Nur adulte Tiere betroffen</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Beide Gruppen betroffen</b> (Anzahl Betriebe)
Jungtiere (n = 45)	45	0	0	0
Adulte Tiere (n = 36)	35	0	1	0
Beide Gruppen (n = 360)	286	8	47	19
Keine Angabe/nur Grasfütterung (n = 16)	15	0	1	0
Betriebe mit Weidegang/ Grasfütterung gesamt (n = 457)	381	8	49	19

### 3.5. Betroffene Altersgruppe bei positiv getesteten Betrieben

Die jeweils betroffene Altersgruppe bei positiv getesteten Betrieben ist in Abbildung 14 dargestellt. Hauptsächlich waren adulte Tiere betroffen (Pansenegel: 16 Betriebe, Leberegel: 29 Betriebe, Mischinfektion: Sieben Betriebe), seltener nur die Jungtiere (Pansenegel: ein Betrieb, Leberegel: sieben Betriebe, Mischinfektion: drei Betriebe). Beide Altersgruppen waren bei Pansenegel-positiven Betrieben in vier und bei Leberegel-positiven Betrieben in neun Fällen betroffen. Bei mischinfizierten Betrieben war meistens eine Altersgruppe mischinfiziert und die jeweils andere ohne Nachweis (n = 7) oder mit nur einer Trematodenspezies infiziert (n = 3). In drei Betrieben wurde bei einer Altersgruppe jeweils nur Leberegel und bei der anderen Altersgruppe nur Pansenegel nachgewiesen. Es waren nie beide Altersgruppen mit beiden Parasiten infiziert.



**Abbildung 14: Nachweis eines Pansen- und/oder Leberegelbefalls bezogen auf die Altersgruppe**

### 3.6. Entwurmung

Die Frage nach der Entwurmung wurde von 338 Betrieben mit „nein“ und von 274 Betrieben mit „ja“ beantwortet. Zwei Betriebe machten dazu keine Angaben. Von den Betrieben, die grundsätzlich Anthelminthika einsetzen, gaben 29 Betriebe fasciolide Wirkstoffe an. Zehnmal wurde mit Triclabendazol entwurmt, siebenmal mit Oxyκλοzanid, sechsmal mit Closantel, viermal mit Albendazol und zweimal mit Kombinationen der genannten Wirkstoffe<sup>7</sup>. 101 Betriebe entwurmen ihre Tiere mit anderen Wirkstoffen, dies waren meist Wirkstoffe gegen Magen-Darm-Würmer und Ektoparasiten. Da der Einsatz dieser Anthelminthika für die vorliegende Arbeit nicht relevant ist, wurde dazu nichts weiter ausgewertet. In 144 Betrieben konnten keine Angaben zum verwendeten Wirkstoff erhoben werden. Falls eine Entwurmung länger als sechs Monate zurücklag, wurde dieser Betrieb unter „keine Entwurmung“ eingestuft, da diese keinen Einfluss mehr auf die Untersuchungsergebnisse nehmen konnte. Die Entwurmung in den einzelnen Regionen ist in Tabelle 12 dargestellt. Es wird deutlich, dass Rinder in der Region Nord zwar häufiger entwurmt werden, jedoch seltener mit fascioliden Wirkstoffen.

<sup>7</sup> Oxyκλοzanid/Levamisol/Triclabendazol bzw. Oxyκλοzanid/Closantel

In der Region Süd entwurmen prozentual weniger Betriebe, diese aber häufiger mit fascioliden Wirkstoffen. Diese Zusammenhänge sind statistisch signifikant ( $p < 0,001$  und  $p = 0,004$ ).

**Tabelle 12: Entwurmung gesamt sowie Entwurmung mit fascioliden Wirkstoffen je Region**

<b>Region</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>Keine Entwurmung</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Entwurmung gesamt</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Keine Angabe</b> (Anzahl Betriebe)	<b>Entwurmung mit fascioliden Wirkstoffen</b> (Anzahl Betriebe)
Nord (n = 179)	60	119	0	6
Ost (n = 76)	49	27	0	0
Süd (n = 277)	177	99	1	22
West (n = 82)	52	29	1	1
Betriebe gesamt (n = 614)	338	274	2	29

Tabelle 13 zeigt, dass in allen Gruppen mit und ohne Entwurmung Trematodeneier nachgewiesen werden konnten. In Betrieben, die mit fascioliden Wirkstoffen entwurmen, kamen sowohl Pansen- als auch Leberegelnachweise häufiger vor als erwartet. Zudem konnte ein statistisch signifikanter Zusammenhang ( $p < 0,001$ ) von Mischinfektionen mit einer Entwurmung (ungeachtet des Wirkstoffes) im Vergleich mit Betrieben, die nicht entwurmen, ermittelt werden.

**Tabelle 13: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf die Entwurmung**

<b>Entwurmung</b> (n = Anzahl Betriebe)	<b>Negativ</b>		<b>Pansenegel</b>		<b>Leberegel</b>		<b>Mischinfektion</b>	
	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%	Anzahl Betriebe	%
Keine (n = 338)	311	92,0	7	2,1	19	5,6	1	0,2
Fasciolider Wirkstoff (n = 29)	20	69,0	4	13,8	4	13,8	1	3,4
Andere Wirkstoffe (n = 101)	85	84,2	5	5,0	5	5,0	6	5,9
Keine Angabe (n = 146)	119	-	5	-	17	-	5	-
Betriebe gesamt (n = 614)	535	87,1	21	3,4	45	7,3	13	2,1

In Tabelle 14 ist die Entwurmung bezogen auf die jeweilige Nutzungsrichtung sowie den Weidegang und die Frischgrasfütterung dargestellt. Untersuchte Betriebe, deren Rinder weder Weidegang haben noch Frischgras gefüttert bekommen, entwurmen auch nicht mit fascioliden Wirkstoffen. Von allen Milchviehbetrieben entwurmen 4,0 % (23/571) ihre Tiere mit fascioliden Wirkstoffen, von allen Mutterkuhhaltungen sind es 14,0 % (6/43). Betrachtet man nur die Betriebe, die generell entwurmen, so tun dies 9,1 % der Milchviehbetriebe (23/252) und 27,3 % der Mutterkuhhaltungen (6/22) mit fascioliden Wirkstoffen. In beiden Berechnungen wird deutlich, dass Rinder in Mutterkuhhaltungen häufiger mit fascioliden Wirkstoffen entwurmt werden als Rinder in Milchviehbetrieben.

**Tabelle 14: Entwurmung nach Nutzungsrichtung sowie Weidegang und Frischgrasfütterung**

<b>Nutzung und Weidegang/ Frischgrasfütterung (n = Anzahl Betriebe)</b>	<b>Keine Entwurmung (Anzahl Betriebe)</b>	<b>Entwurmung gesamt (Anzahl Betriebe)</b>	<b>Entwurmung mit fascioliden Wirkstoffen (Anzahl Betriebe)</b>
Milchvieh mit Weide/Frischgras (n = 415)	186	229	23
Milchvieh ohne Weide/Frischgras (n = 155)	132	23	0
Milchvieh keine Angabe (n = 1)	1	0	0
Mutterkuh mit Weide/Frischgras (n = 42)	20	22	6
Mutterkuh ohne Weide/Frischgras (n = 1)	1	0	0
Betriebe gesamt (n = 614)	340	274	29

### 3.7. Vorauswahl bei Teilnahme

Abschließend wurde im Fragebogen abgefragt, ob ein den Tierärzt\*innen oder Landwirt\*innen bereits bekannter Befall mit Leber- und/oder Pansenegeln vorlag. So sollte ausgeschlossen werden, dass bei der Teilnahme an der Studie eine gewisse Vorauswahl getroffen wurde und hauptsächlich bereits befallene Betriebe beprobt werden. Dabei war es nicht relevant, wann der letzte Nachweis erfolgte. Die PraeRi-Betriebe (n = 285) wurden als „kein bekannter Befall“ gezählt, da die Auswahl der Betriebe zufällig erfolgte (HOEDEMAKER, 2020). Insgesamt 70 der untersuchten Betriebe hatten bereits zuvor Probleme mit Leberegeln, dies entspricht 11,4 %. Drei Betriebe gaben an, sie hätten einen Befall mit Pansenegeln (0,5 %) und ein Betrieb mit Pansenegeln und großem Leberegel (0,2 %). Sieben Betriebe machten keine Angaben dazu (1,1 %) und den restlichen 533 Betrieben, also 86,8 %, war ein solcher Befall nicht bekannt.





## V. DISKUSSION

### 1. Studienpopulation und Untersuchungstechnik

#### 1.1. Analyse der untersuchten Stichprobe

Zur Berechnung der Stichprobe einer Prävalenzstudie muss zu Beginn die erwartete Prävalenz vorgegeben werden. Im besten Fall kann man hierbei auf Daten aus bereits veröffentlichten Studien zurückgreifen (THRUSFIELD & CHRISTLEY, 2018). Da es in Deutschland bisher nur vereinzelte Nachweise von Pansenegeln gab (WENZEL et al., 2019), musste davon ausgegangen werden, dass die Prävalenz eher gering ist. Da KUEPICK et al. (2013) eine Seroprävalenz von 17,7 % für *F. hepatica* bei Rindern in Bayern ermittelten und bei circa einem Fünftel (19 %) der durch die Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung der LMU München betreuten Leberegel-positiven Betriebe auch Pansenegel nachgewiesen wurden (KNUBBEN-SCHWEIZER & STRUBE, 2018), wurde für die Berechnung eine Prävalenz von 5 % angenommen. Dieser Wert stellte sich mit einer ermittelten Prävalenz von 5,5 % (95 %-KI von 3,7 % - 7,4 %) als richtige Annahme heraus. Die berechnete Stichprobengröße war daher korrekt.

Die Repräsentativität innerhalb der analysierten Stichprobe unterscheidet sich je nach Art der Probenakquise. Im PraeRi-Projekt wurden die Betriebe zufällig, geschichtet nach Betriebsgröße und Landkreis, ausgewählt. Die Betriebsbesuche sowie die Interviews mit der Betriebsleitung wurden ausnahmslos nach einer einheitlichen Vorgehensweise von zuvor geschulten Studentierärzt\*innen durchgeführt, um einen standardisierten Ablauf zu gewährleisten (HOEDEMAKER, 2020). Die Repräsentativität dieser Betriebe ist daher grundsätzlich sehr hoch. Allerdings wurde nur ein Teil der Betriebe des PraeRi-Projekts auch in dieser Studie untersucht, was zu einer Verzerrung in der Verteilung geführt haben könnte. 57 Betriebe der PraeRi-Region Süd wurden zudem nachbeprobzt, was bedeutet, dass die jeweiligen Landwirt\*innen die Kotproben der Tiere genommen haben und nicht die Studentierärzt\*innen. Im PraeRi-Projekt wurden keine Betriebe in der Region West untersucht. In der Akquise durch Medien wurde zwar vorgegeben, dass Betriebe durch die Probenehmer zufällig ausgewählt werden sollen, dies kann jedoch nicht mit Sicherheit angenommen werden. Es wurde darauf geachtet, dass die Betriebe gleichmäßig auf die vier Regionen verteilt

sind, die Verteilung innerhalb der Regionen hing jedoch von den jeweiligen Probenehmern ab und ist nicht repräsentativ. Der erstellte Fragebogen sollte möglichst objektive Antworten liefern, für eine bestmögliche Vergleichbarkeit hätte jedoch die Befragung durch geschulte und abgestimmte Interviewer\*innen in einem Standardverfahren durchgeführt werden müssen, wie es im PraeRi-Projekt der Fall war. Diese Faktoren führen dazu, dass die Betriebe, die durch Akquise über Medien für die Studie gewonnen wurden, bis auf die Verteilung auf die einzelnen Regionen im Vergleich als weniger repräsentativ zu beurteilen sind.

## **1.2. Probenahme und Untersuchungstechnik**

Alle teilnehmenden Tierärzt\*innen und Landwirt\*innen, die Proben für diese Studie genommen haben, erhielten zu Beginn die gleiche Anleitung für die Kotprobenentnahme. Es wird davon ausgegangen, dass die Probenahme entsprechend des Schemas durchgeführt wurde und somit die erhaltenen Ergebnisse miteinander vergleichbar sind. Insgesamt sollten 16 Rinder pro Betrieb beprobt werden. In anderen Prävalenzstudien wurden durchschnittlich sechs bis 20 Tiere pro Betrieb beprobt (DIAZ et al., 2007; SANCHIS et al., 2013; JONES et al., 2017a). Von den 16 Tieren sollten zweimal vier Jungtiere und zweimal vier adulte Tiere (= Kühe) beprobt werden. Auch diese Vorgehensweise wurde in einer anderen Prävalenzstudie so durchgeführt (SANCHIS et al., 2013). So können Unterschiede im Parasitenbefall zwischen den Altersgruppen festgestellt werden. Viel wichtiger ist jedoch, dass man mit dieser Vorgehensweise das Auftreten falsch-negativer Ergebnisse reduzieren kann, da sich die Weidesituation der beiden Altersgruppen in Milchviehbetrieben oftmals unterscheidet. Meistens weiden die Jungtiere auf anderen Flächen als die Kühe, im Extremfall sogar beispielsweise auf alpinen Weiden entfernt vom Betrieb. Infizieren sie sich dort, und gibt es kein Zwischenwirtshabitat auf den Weiden des Betriebs, so kann man bei den adulten Tieren keine Infektion mehr nachweisen (KNUBBEN-SCHWEIZER & TORGERSON, 2015). Gegensätzlich dazu haben Schnecken auf Milchkuhweiden ein höheres Risiko, sich mit *F. hepatica* zu infizieren als auf Jungtier- oder Trockensteherweiden. Gründe dafür sind eine konstantere Eiausscheidung von vielen Tieren im Laufe des Sommers sowie die seltenere Entwurmung laktierender Kühe (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2010). Dies sowie folgende Ausführungen können durch den gemeinsamen Zwischenwirt auch auf *C. daubneyi* zutreffen. Bei Betrieben, bei denen Leberegelinfektionen nachgewiesen wurden, kommt oftmals

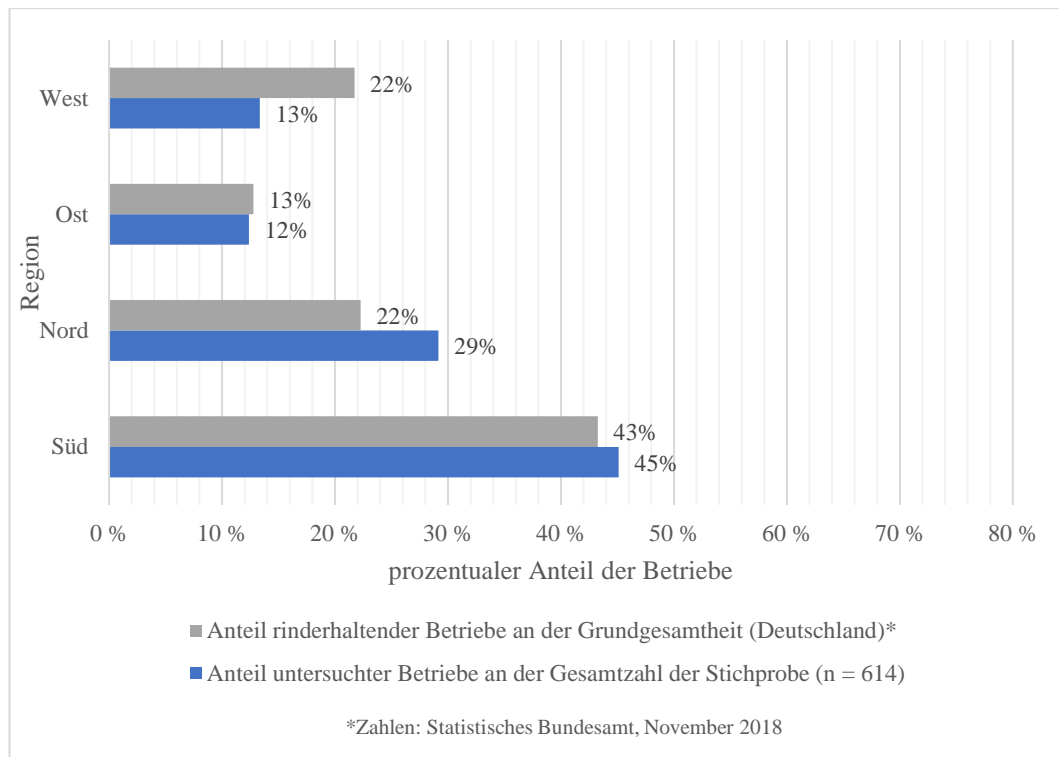
nur auf einer Weide ein geeignetes Zwischenwirts habitat vor (SCHWEIZER et al., 2007). Dann können nur bei der auf dieser Fläche weidenden Tiergruppe Parasiten nachgewiesen werden. Würde man nur eine Altersgruppe beproben, so würde sich das Risiko für falsch-negative Ergebnisse auf Betriebsebene erhöhen.

Das vorgegebene Probenahmeschema wurde bei 90 % der Betriebe eingehalten. In den nicht nach Schema beprobten Betrieben fehlten in der Hälfte der Fälle ( $n = 29$ ) Jungtierproben (keine Jungtierproben oder weniger als acht Jungtiere am Betrieb). Am zweithäufigsten (ein Drittel der Fälle,  $n = 19$ ) fehlte nur eine der vier Proben. Für die übrigen Betriebe wurden entweder nur eine oder zwei Proben genommen ( $n = 8$ ) oder es waren zu wenig Kühe im Betrieb bzw. die Proben der adulten Tiere fehlten ganz ( $n = 3$ ).

Die zur Untersuchung verwendete Methode der Sedimentation ist eine Standardmethode sowohl zur Diagnostik von Pansenegeln als auch von *F. hepatica* (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2011; SARGISON et al., 2016; DEPLAZES et al., 2020b). Die Methode besitzt eine hohe Spezifität, ist kostengünstig und einfach zu handhaben (GRAHAM-BROWN et al., 2019). Die Sensitivität ist mit 60 - 70 % beim Rind allerdings eher gering (DEPLAZES et al., 2020b). Das bedeutet, dass man in 30 – 40 % der Fälle falsch-negative Ergebnisse erhält (WEIß, 1999). Feinheiten innerhalb der Methodik können zwar von Publikation zu Publikation abweichen (ZINTL et al., 2014; TOOLAN et al., 2015; IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016; JONES et al., 2017a), es ist jedoch nichts über einen daraus folgenden Unterschied in der Sensitivität bekannt. Eine Untersuchung von Vormägen in Schlachthöfen wäre zwar möglicherweise sensitiver gewesen (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013), allerdings wäre der Aufwand, um repräsentative Zahlen für ganz Deutschland zu erhalten, viel größer gewesen als in der vorliegenden Dissertation. Betrachtet man internationale Studien, die Untersuchungen zur Pansenegelprävalenz an Schlachthöfen durchgeführt haben, so wurde meist nur ein einziger Schlachthof in einer Region beprobt (SZMIDT-ADJIDE et al., 2000; BELLET et al., 2016; SARGISON et al., 2016). Auch in Feldstudien wurde oftmals keine Rücksicht auf die Verteilung der Betriebe genommen, da Daten aus Veterinärlaboren retrospektiv ausgewertet wurden (MAGE et al., 2002; ZINTL et al., 2014; TOOLAN et al., 2015; NARANJO-LUCENA et al., 2018). Die meisten Untersuchungen aus Spanien beschränken sich sogar nur auf die nordwestliche Region des Landes, da sich dort der Großteil der rinderhaltenden Betriebe befindet

(DIAZ et al., 2007; ARIAS et al., 2011; GONZALEZ-WARLETA et al., 2013; SANCHIS et al., 2013; FERRERAS et al., 2014). Einen regionalen Schwerpunkt zu setzen war jedoch nicht das Ziel der vorliegenden Dissertation. Vielmehr wurde darauf geachtet, dass die Verteilung in etwa den tatsächlich vorherrschenden Verhältnissen der Rinderhaltung in Deutschland entspricht.

In Abbildung 15 ist die Verteilung der untersuchten Betriebe auf die Regionen dargestellt. Dafür wurde der prozentuale Anteil der pro Region analysierten Betriebe an der Gesamtzahl berechnet und mit dem genauso ermittelten Prozentwert der rinderhaltenden Betriebe in Deutschland verglichen. Da die Untersuchung Ende 2018 begonnen hat, stammen die Vergleichszahlen aus dem Bericht über den Viehbestand der Land- und Forstwirtschaft und Fischerei in Deutschland vom 3. November 2018 (STATISTISCHES BUNDESAMT (DESTATIS), 2019). Diese Zahlen dienten als Anhaltspunkt, um während des gesamten Untersuchungszeitraums den aktuellen Stand zu überblicken. In der Abbildung ist zu sehen, dass der Anteil untersuchter Betriebe pro Region den Anteil tatsächlich vorhandener Rinderhaltungen in Deutschland relativ genau widerspiegelt.



**Abbildung 15: Anteil untersuchter Betriebe je Region an der Gesamtzahl der untersuchten Betriebe verglichen mit dem Anteil rinderhaltender Betriebe je Region an der Gesamtzahl in Deutschland laut Zahlen des Statistischen Bundesamtes (November 2018)**

Betrachtet man nur die Region Nord, so stammten 51,4 % der dort untersuchten Betriebe aus Niedersachsen, auf dieses Bundesland entfallen 65,7 % der rinderhaltenden Betriebe in dieser Region. 73,9 % der untersuchten Betriebe in der Region Süd stammten aus Bayern, auf dieses Bundesland entfallen mit 74 % der Großteil der rinderhaltenden Betriebe in dieser Region. Insgesamt trifft die Verteilung der untersuchten Betriebe in der vorliegenden Dissertation die tatsächliche Verteilung rinderhaltender Betriebe in Deutschland also ausreichend genau, um die Regionen miteinander vergleichen zu können.

Für die Sedimentation können Einzel- oder Sammelkotproben verwendet werden (DEPLAZES et al., 2020b). Sammelkotproben ermöglichen es, mehrere Tiere bei gleichem Aufwand zu untersuchen. Diese Methodik wurde vor Beginn dieser Untersuchungen validiert und wurde auch in einer anderen Studie bereits publiziert (JONES et al., 2017a). In beiden Untersuchungslaboren wurde für alle Proben die beschriebene koproskopische Methode durchgeführt.

Um abschätzen zu können, ob bei Betrieben aus der Medienakquise hauptsächlich

bereits befallene Betriebe beprobt und somit die Prävalenz verfälscht wurde, wurde eine entsprechende Frage im Fragebogen gestellt. Hierbei wurde bei 0,5 % der Betriebe angegeben, dass zuvor bereits Pansenegel nachgewiesen wurden, und bei 0,2 % der Betriebe eine Mischinfektion. Dies liegt mit großer Wahrscheinlichkeit daran, dass Pansenegel in Deutschland bisher nur selten nachgewiesen wurden (WENZEL et al., 2019) und somit noch nicht viel darüber bekannt ist. Im Gegensatz dazu gaben 11,4 % der Betriebe an, sie hätten bereits Nachweise von *F. hepatica* bei ihren Rindern gehabt. Diese Infektion kann relativ einfach durch Tankmilchuntersuchungen oder durch bei der Schlachtung beanstandete Lebern nachgewiesen werden (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2011). Das könnte ein Grund dafür sein, warum ein solcher Befall bei deutlich mehr Betrieben bereits bekannt war.

In der vorliegenden Dissertation gab es keine Vorgaben hinsichtlich der Größe der zu untersuchenden Betriebe. Die Betriebe wurden dahingehend zufällig ausgewählt. Auch in vergleichbaren Untersuchungen wurde meist keine Rücksicht auf die Betriebsgröße genommen (ARIAS et al., 2011; GONZALEZ-WARLETA et al., 2013; MALRAIT et al., 2015; BELLET et al., 2016; JONES et al., 2017a). In einer Publikation floss die Betriebsgröße zwar in die Auswahl der Betriebe mit ein, wurde jedoch nicht weiter ausgewertet (DIAZ et al., 2007).

### **1.3. Zeitlicher Verlauf der Untersuchungen**

Der zeitliche Verlauf der Untersuchungen war von Oktober 2018 bis Oktober 2019 vom Verlauf des PraeRi-Projekts und danach bis zum Ende der Datenerhebung von Rückmeldungen durch die Medienakquise abhängig. Daraus ergibt sich ein ungleiches Verteilungsmuster der untersuchten Betriebe auf die einzelnen Monate. Die niedrigen Zahlen von August bis Oktober 2019 ergeben sich aus dem Ende der PraeRi-Studie, der hohe Wert im Dezember 2019 erklärt sich aus den Rückmeldungen zum Aufruf im Deutschen Tierärzteblatt. Auch die Verteilung auf die einzelnen Regionen innerhalb der Monate war nicht gleichmäßig. In den Monaten Oktober, November und Dezember wurden in drei Jahren Proben genommen und untersucht (2018 – 2020), während von Januar bis September nur 2019 und 2020 Proben genommen und untersucht wurden. Dazu kommt, dass für die Ergebnisse nur das jeweilige Untersuchungsdatum und nicht das Probenahmedatum dokumentiert wurde. Es könnte also sein, dass einige Proben bereits im Vormonat der Untersuchung genommen wurden. Durch diese

ungleichmäßige Verteilung kann anhand der vorliegenden Daten weder für Pansenegel noch für den großen Leberegel eine abschließende Beurteilung über einen Zusammenhang zwischen Untersuchungsmonat und Parasitennachweis abgegeben werden.

Internationale Publikationen kommen, bezogen auf einen Pansenegelnachweis, zu verschiedenen Ergebnissen. Teilweise wurden keine jahreszeitlichen Schwankungen festgestellt (SARGISON et al., 2016; PLOEGER et al., 2017), teilweise war die Prävalenz im Sommer niedriger als im Winter (SZMIDT-ADJIDE et al., 2000; NARANJO-LUCENA et al., 2018) oder im Herbst und im Frühjahr am höchsten und im Winter am niedrigsten (DIAZ et al., 2007). Saisonale Schwankungen beim Parasitennachweis können entstehen, da die Population der Zwischenwirte im Verlauf eines Jahres größeren Schwankungen unterliegt und so der Infektionsdruck je nach Jahreszeit verschieden hoch ist (DEPLAZES et al., 2020a).

## **2. Prävalenz**

### **2.1. Pansenegelprävalenz**

Das Ziel dieser Dissertation war es, die Pansenegelprävalenz erstmalig deutschlandweit zu ermitteln. Bisher wurden bei Rindern nur Einzelnachweise und lokale Prävalenzen aus Deutschland veröffentlicht (SEYFARTH, 1938; GOTTSCHALK, 1962; KRANEBURG, 1977; GRAUBMANN et al., 1978; ODENING et al., 1978; HEILE, 1999; TANDLER, 2004; GILLANDT & KEMPER, 2017; MAY et al., 2019). Die angenommene Prävalenz von 5 % stellte sich mit einer ermittelten Prävalenz von 5,5 % (95 %-KI von 3,7 % - 7,4 %) als korrekt heraus. Im europäischen Vergleich ist dies ein niedriger Wert, da in anderen Ländern deutlich höhere Prävalenzen bei Rindern ermittelt wurden. In Frankreich waren dies Werte zwischen 11 % und 44,7 % (SZMIDT-ADJIDE et al., 2000; MAGE et al., 2002), in Irland 20 % bis 52 % (ZINTL et al., 2014; TOOLAN et al., 2015), in Großbritannien 25 % bis 59 % (BELLET et al., 2016; JONES et al., 2017a), in Spanien 6,2 % bis 61 % (SANCHIS et al., 2013; FERRERAS et al., 2014) und in Belgien und den Niederlanden 15,8 % bis 82,5 % (MALRAIT et al., 2015; PLOEGER et al., 2017). Einzig in einer Studie aus Spanien, in der Rinder aus der Region Kastilien und León untersucht wurden, wurde mit 6,2 % ein ähnlicher Wert ermittelt (FERRERAS et al., 2014).



Die Vergleichbarkeit der vorliegenden Dissertation mit anderen Publikationen ist aus verschiedenen Gründen nicht immer vollständig gewährleistet. In den Studien, die Vormägen in Schlachthöfen auf das Vorkommen von Pansenegeln untersucht haben, kann die Prävalenz durch die größere Sensitivität der Methodik im Gegensatz zur hier verwendeten Sedimentation allein aufgrund dessen höher sein (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013). Oftmals wurden die untersuchten Proben an nur einem Schlachthof genommen (SZMIDT-ADJIDE et al., 2000; BELLET et al., 2016; SARGISON et al., 2016). Wurden mehrere Schlachthöfe beprobt, so wurden diese teilweise sogar beabsichtigt in den Regionen ausgewählt, in denen Trematodeninfektionen durch hohe Grundwasserspiegel, nasse Weiden und somit ein erhöhtes Risiko für das Auftreten von Zwischenwirtshabitaten wahrscheinlich sind (PLOEGER et al., 2017). Dies führt dazu, dass die so ermittelten Prävalenzen möglicherweise zu hoch eingeschätzt wurden. In den Studien aus Spanien, die sich alle auf die Region mit den meisten rinderhaltenden Betrieben konzentrieren, kann keine Aussage über die Prävalenz im Rest des Landes getroffen werden (DIAZ et al., 2007; ARIAS et al., 2011; GONZALEZ-WARLETA et al., 2013; SANCHIS et al., 2013; FERRERAS et al., 2014). Schließlich wurde in vielen Veröffentlichungen zur Pansenegelprävalenz von Rindern die Einzeltierprävalenz und nicht, wie in der vorliegenden Arbeit, die Herdenprävalenz ermittelt. Auch darin können Unterschiede bestehen, wobei die Herdenprävalenz meist höher ist als die Einzeltierprävalenz. MAY et al. (2019) beispielsweise ermittelten für *C. daubneyi* eine Einzeltierprävalenz von nur 0,4 % bis 0,7 %, während 17,6 % der untersuchten Herden mit Pansenegeln infiziert waren. In zwei Studien aus Spanien wurde bei den Einzeltieren eine Prävalenz von 19 % bzw. 26 % ermittelt, während diese auf Herdenebene 36 % bzw. 61 % betrug (DIAZ et al., 2007; SANCHIS et al., 2013). In den Niederlanden wurde eine Einzeltierprävalenz von 23,3 % und in derselben Veröffentlichung eine Herdenprävalenz von 85,2 % angegeben (PLOEGER et al., 2017). Meistens wurde jedoch nur die Einzeltierprävalenz bestimmt. SZMIDT-ADJIDE et al. (2000) ermittelten durchschnittlich 20 %, MAGE et al. (2002) 44,7 %, ARIAS et al. (2011) 12 %, GONZALEZ-WARLETA et al. (2013) 18,8 %, FERRERAS et al. (2014) 6,2 %, ZINTL et al. (2014) Spitzenwerte um die 30 %, MALRAIT et al. (2015) 22 % in der Feldstudie und 28 % in einer parallel durchgeführten Schlachthofstudie, TOOLAN et al. (2015) 42,5 % in der retrospektiven Auswertung von Laborergebnissen und 52 % in einer an einem Schlachthof durchgeführten Untersuchung. BELLET et al. (2016) ermittelten eine

Prävalenz von durchschnittlich 25 %, SARGISON et al. (2016) 29 % und NARANJO-LUCENA et al. (2018) Prävalenzen zwischen 30 % und 50 %. Reine Herdenprävalenzen bei Rindern gibt es nur für Wales, diese liegen laut JONES et al. (2017a) bei 59 %.

In Frankreich stieg die Pansenegelprävalenz zwischen 1990 und 1999 von 5,2 % auf 44,7 % sprunghaft an (MAGE et al., 2002). In Prävalenzstudien aus Irland und den Niederlanden, die über einen längeren Zeitraum Daten erhoben bzw. retrospektiv ausgewertet haben, wird ein deutlicher Anstieg der Pansenegelprävalenz zwischen 2008 und 2012 erwähnt (ZINTL et al., 2014; TOOLAN et al., 2015; PLOEGER et al., 2017). In Irland zum Beispiel betrug die Prävalenz vor 2009 um die 5 %, während sie 2013 bereits einen Wert von circa 30 % erreichte. Als mögliche Ursachen wurden angenommen, dass entweder eine anpassungsfähigere Spezies importiert und verbreitet wurde oder sich die Umweltbedingungen für eine bereits vorhandene Spezies verbessert haben (ZINTL et al., 2014). Andere Autor\*innen vermuten jedoch die Vernässung von Weiden durch eine vermehrt ökologisch ausgerichtete Landwirtschaft oder den Klimawandel und damit einhergehende Veränderungen als Ursache für den Anstieg der Prävalenz (FOSTER et al., 2008; SKUCE et al., 2013; PLOEGER et al., 2017).

In der vorliegenden Dissertation wurden regionale Unterschiede in der Pansenegelprävalenz festgestellt. Diese war in den Regionen Nord und Ost höher als in den Regionen Süd und West. Das Ergebnis spiegelt sich auch in den Ergebnissen für die beiden Bundesländer Bayern und Niedersachsen wider. Die regionalen Unterschiede könnten verschiedene Ursachen haben. In europäischen Publikationen wurde erwähnt, dass Tiere aus dem Flachland häufiger mit Pansenegeln infiziert sind als Tiere aus dem Hochland (BELLET et al., 2016; MARTINEZ-IBEAS et al., 2016). In Wales war die Prävalenz küstennaher Betriebe höher als bei Betrieben im Landesinneren (JONES et al., 2017a). Dies könnte die höhere Prävalenz in der Region Nord erklären. Um diese regionale Verteilung besser analysieren zu können, müssten die exakten Standorte der Betriebe und deren klimatische sowie Umweltfaktoren in die Untersuchung miteinbezogen werden. Möglicherweise hat es auch mit anderen Faktoren wie dem Import von Zucht- und Nutztieren aus Drittländern zu tun, wie dies von Autor\*innen in Großbritannien bereits vermutet worden ist (JONES et al., 2017a).

## 2.2. Leberegelprävalenz

Die Ermittlung der Prävalenz von *F. hepatica* in dieser Dissertation ist aufgrund des gleichen Zwischenwirts *G. truncatula* relevant (RINALDI et al., 2009; IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016; MAY et al., 2019). Die ermittelte Prävalenz für Deutschland lag bei 9,5 % (95 %-KI von 7,1 % - 11,8 %). In der Region Nord lag die Prävalenz bei 6,1 % und in der Region Ost bei 7,9 %, während sie in der Region Süd mit 14,8 % am höchsten war. In der Region West wurden keine Leberegel nachgewiesen. Auch hier spiegeln die Werte aus Bayern und Niedersachsen den Unterschied zwischen Nord- und Süddeutschland wider. Alle in den letzten Jahren durchgeführten Untersuchungen zur Leberegelprävalenz in Deutschland wurden mithilfe serologischer Verfahren durchgeführt. In Bayern wurden Prävalenzen zwischen 17,7 % und 47 % ermittelt, in Schleswig-Holstein 38,4 % bis 49,9 %, in Sachsen 2,6 %, in Baden-Württemberg 8,4 % und in Niedersachsen 29,4 % (RABELER, 2011; KUEPICK et al., 2013; SCHÄFFER, 2018). Dadurch, dass Antikörper von *F. hepatica* jedoch bis zu 18 Monate nach Elimination des Parasiten aus dem Wirt noch nachgewiesen werden können (HUTCHINSON & MACARTHUR, 2003), und die Serologie deutlich sensitiver ist als die Koproskopie (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2010), sind diese Seroprävalenzen nur schwer mit den hier ermittelten Prävalenzen durch koproskopische Untersuchung vergleichbar. Die Seroprävalenz für *F. hepatica* korreliert jedoch mit der durch Koproskopie erhobenen Prävalenz (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2010).

## 2.3. Mischinfektionen

Mischinfektionen von Wiederkäuern mit *C. daubneyi* und *F. hepatica* stellen die Schnittmenge von mit Pansenegeln infizierten Herden und mit Leberegeln infizierten Herden dar. Sie werden in der Literatur häufig beschrieben (ARIAS et al., 2011; BELLET et al., 2016; IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016; NARANJO-LUCENA et al., 2018; MAY et al., 2019). Als Ursache dafür wird meist der gemeinsame Zwischenwirt und die damit einhergehende ähnliche Epidemiologie genannt (RINALDI et al., 2009; ARIAS et al., 2011; GORDON et al., 2013; TOOLAN et al., 2015; BELLET et al., 2016; SARGISON et al., 2016; JONES et al., 2017a). Da medikamentöse Therapien gegen Leberegel meist nicht oder zumindest nicht ausreichend gleichermaßen gegen Pansenegel wirken (GORDON et al., 2013), wurde beispielsweise in einer Schafstudie das Behandeln von Tieren

mit Triclabendazol als Risikofaktor für das Auftreten von Mischinfektionen genannt (MUNITA et al., 2019). Dies deckt sich mit dem in dieser Dissertation ermittelten statistisch signifikanten Zusammenhang zwischen einer Entwurmung und einer Mischinfektion. Aufgrund zu geringer Anzahl an Betrieben, die mit fasciolid wirkenden Anthelminthika entwurmen, konnte hierbei nicht näher auf einzelne Wirkstoffe eingegangen werden. In der Region Ost wurde eine höhere Prävalenz für Mischinfektionen als in den Regionen Nord und Süd sowie in gesamt Deutschland ermittelt.

#### **2.4. Pansenegelspezies**

In 20 Betrieben, verteilt auf die vier Regionen, wurde *C. daubneyi* nachgewiesen. Dies passt zu den Befunden auf europäischer Ebene, da in Süd-, West- und Nordeuropa in den letzten Jahrzehnten hauptsächlich *C. daubneyi* nachgewiesen werden konnte, zum Beispiel in Frankreich (SILVESTRE et al., 2000; SZMIDT-ADJIDE et al., 2000; MAGE et al., 2002), Italien (CRINGOLI et al., 2004), Spanien (DIAZ et al., 2007; ARIAS et al., 2011; GONZALEZ-WARLETA et al., 2013; FERRERAS et al., 2014; IGLESIAS-PINEIRO et al., 2016), Belgien und den Niederlanden (MALRAIT et al., 2015; PLOEGER et al., 2017) sowie Großbritannien und Irland (GORDON et al., 2013; O'TOOLE et al., 2014; ZINTL et al., 2014; TOOLAN et al., 2015; BELLET et al., 2016; MARTINEZ-IBEAS et al., 2016; JONES et al., 2017a; O'SHAUGHNESSY et al., 2017; NARANJO-LUCENA et al., 2018). Daneben wurde im nord- und westeuropäischen Raum in zwei Publikationen aus Irland und in einer aus den Niederlanden der Nachweis von *P. leydeni* bei Rindern, Schafen und Hirschen veröffentlicht (O'TOOLE et al., 2014; MARTINEZ-IBEAS et al., 2016; PLOEGER et al., 2017). In der vorliegenden Arbeit wurde diese Spezies in vier Betrieben nachgewiesen. In Deutschland sind dies die ersten bestätigten und veröffentlichten Funde von *P. leydeni*.

Die ersten morphologischen Nachweise von *C. daubneyi* in Deutschland wurden bereits im letzten Drittel des 20. Jahrhunderts publiziert (GRAUBMANN et al., 1978; ODENING et al., 1978; SEY, 1980). Die Ausbreitung dieser Spezies in ganz Deutschland konnte mithilfe der vorliegenden Untersuchung bestätigt werden. *P. leydeni* wurde dagegen nur in Niedersachsen (Region Nord) und Brandenburg (Region Ost) nachgewiesen. Fraglich ist, wieso *P. cervi* nicht nachgewiesen werden konnte, da diese Spezies im 20. Jahrhundert in Deutschland weit verbreitet war

(NÖLLER & SCHMID, 1927; SEYFARTH, 1938; GOTTSCHALK, 1962; REINHARDT, 1970; KRANEBURG, 1977). Auch *P. ichikawai* wurde in früheren Publikationen bereits nachgewiesen. So wurde in zwei Veröffentlichungen aus den 1970er Jahren berichtet, dass sowohl *P. cervi* und *P. ichikawai* als auch *C. daubneyi* bei Rindern in der ehemaligen DDR nachgewiesen werden konnten (GRAUBMANN et al., 1978; ODENING et al., 1978). Danach wurde für einen längeren Zeitraum keine Speziesbestimmung bei Pansenegeln in Deutschland mehr publiziert. Durch die Speziesbestimmung könnten aber wichtige Unterschiede zwischen den verschiedenen Pansenegelspezies, wie beispielsweise die Pathogenität, die Resistenz gegen Medikamente sowie die räumliche Verteilung aufgedeckt werden (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013).

In Deutschland wurde erst 2015, mittlerweile molekularbiologisch durch Sequenzierung des Genoms und nicht mehr durch morphologische Beurteilung der Egel, wieder *C. daubneyi* nachgewiesen (BAUER et al., 2015; MAY et al., 2019). Möglicherweise hat sich *C. daubneyi* in diesen 37 Jahren in Deutschland ausgebreitet und *P. cervi* vollständig verdrängt. Eine ähnliche Vermutung äußerten ZINTL et al. (2014) für Irland, dass möglicherweise eine anpassungsfähigere Spezies importiert und verbreitet wurde und andere Spezies verdrängt sowie die Prävalenz erhöht hat. In zehn Pansenegel-positiven Betrieben aus den hier erhobenen Daten konnte die Spezies nicht bestimmt werden. Eine andere Verteilung der Spezies bzw. der Nachweis einer weiteren Spezies ist daher in Deutschland nicht ganz ausgeschlossen.

## **2.5. Einfluss der Variablen auf die Prävalenz**

Rinder mit Weidegang bzw. Frischgrasfütterung waren in der vorliegenden Dissertation häufiger mit Pansenegeln und dem großen Leberegel befallen als Rinder, die diesen Zugang nicht hatten. Dieses Ergebnis ist nachvollziehbar, da durch den diheteroxenen Zyklus der Parasiten ein Zwischenwirt, der sich in diesem Fall auf den Weiden befindet, für die Entwicklung und Infektion zwingend notwendig ist (DEPLAZES et al., 2020a). PLOEGER et al. (2017) nannten zudem die zunehmende Vernässung von Weiden aus Naturschutzgründen als steigendes Risiko für eine Infektion mit Trematoden. Dies führt dazu, dass sich vermehrt Zwischenwirte auf den Weiden ansiedeln und den Entwicklungszyklus der Parasiten vervollständigen können (CRINGOLI et al., 2004; SCHWEIZER et al., 2007; RÖBLER, 2016; O'SHAUGHNESSY et al., 2017).

Ein unerwartetes Ergebnis in der vorliegenden Dissertation ist daher, dass drei Betriebe, die in die Kategorie „kein Weidegang“ eingeordnet wurden, mit Pansenegeln bzw. großem Leberegel infiziert waren (einmal Pansenegel, zweimal Leberegel). Problematisch bei der Beurteilung ist, dass dies Betriebe aus dem PraeRi-Projekt waren und deshalb keine Informationen über die Frischgrasfütterung vorliegen. Ein Fehler bei der Übertragung der Daten kann ebenfalls nicht ganz ausgeschlossen werden. Eine mögliche Ursache für einen Pansen- und/oder Leberegelnachweis bei Betrieben ohne Weidegang könnte das Verfüttern von Frischgras darstellen. Dass eine Infektion durch das Verfüttern von mit Metazerkarien kontaminiertem Frischgras stattfinden kann, wurde für *F. hepatica* bereits nachgewiesen (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2011). Dies könnte laut REINHARDT (1970) und FERRERAS et al. (2014) auch für eine Infektion mit Pansenegeln gelten. Dadurch könnte eine Ansteckung auch bei reiner Stallhaltung nachgewiesen werden. Für Heu gilt, dass nur durch Belüftung getrocknetes Heu die Metazerkarien abtöten kann (KNUBBEN-SCHWEIZER et al., 2011). Auch durch das Verfüttern von bodengetrocknetem Heu kann somit der Infektionszyklus aufrechterhalten werden. Um diese Annahme zu bestätigen, wäre weitere Forschung nötig. Dies gilt laut JOHN et al. (2019) auch für die Fragestellung, ob eine Infektion durch das Verfüttern von mit Metazerkarien infizierter Silage stattfinden kann. Dass Tiere trotz fehlenden Weidegangs auf dem untersuchten Betrieb mit Pansenegeln infiziert waren, kam auch in anderen Publikationen bereits vor. Die betreffenden Autor\*innen halten es für möglich, dass Tiere zugekauft wurden, die sich bereits im Herkunftsbetrieb mit den Parasiten infiziert haben (FERRERAS et al., 2014; ZINTL et al., 2014). Auch in Deutschland wurde ein Fall publiziert, in dem bei importierten Mutterkühen aus Irland Pansenegel nachgewiesen wurden (HEILE, 1999). Der Zukauf von Tieren wurde in der vorliegenden Dissertation jedoch nicht abgefragt. Dadurch, dass das Verbringen infizierter Tiere aber sogar über Ländergrenzen hinweg eine Rolle spielt (JONES et al., 2015; SARGISON et al., 2019), kann man einen Pansen- und Leberegelnachweis durch zugekaufte Tiere nicht ausschließen.

Die Variable „Weidegang und Frischgrasfütterung“ ist der Grund dafür, dass für ökologisch wirtschaftende Betriebe höhere Pansen- und Leberegelprävalenzen ermittelt wurden als für konventionell bewirtschaftete Betriebe. Ökologisch wirtschaftende Betriebe müssen ihren Rindern mindestens Auslauf ermöglichen

und wenn möglich auch Weidegang (VO EU 2018/848), während dies bei konventionellen Betrieben nicht vorgegeben ist. Für Pansenegel gibt es keine vergleichbaren Zahlen, die die Prävalenz in ökologisch wirtschaftenden Betrieben mit der Prävalenz in konventionellen Betrieben vergleichen. Die Seroprävalenz für Leberegel in Bayern dagegen war in ökologisch wirtschaftenden Betrieben (47,0 %) höher als die Seroprävalenz in konventionellen Betrieben (35,8 %) (SCHÄFFER, 2018).

Während die Prävalenz für Pansenegel bei Milchviehbetrieben 4,0 % beträgt, wurde für Mutterkuhhaltungen ein Wert von 25,6 % ermittelt. Rinder aus Mutterkuhhaltungen haben daher ein deutlich erhöhtes Risiko, mit Pansenegeln infiziert zu sein. Auch dies lässt sich dadurch erklären, dass im Gegensatz zu Milchviehbetrieben fast alle Mutterkuhhaltungen ihren Rindern Weidegang ermöglichen. Zu diesem Schluss kamen zuvor bereits andere Autor\*innen. In Spanien waren Mutterkühe mit 29,2 % mehr als doppelt so häufig infiziert wie die untersuchten Milchkühe mit 13,9 %. Auch hier wurde als Begründung genannt, dass Mutterkühe meist ihr ganzes Leben auf der Weide verbringen und somit mehr Möglichkeiten haben, sich zu infizieren, während Milchkühe meist nur einen Teil des Jahres auf der Weide verbringen oder gar keinen Weidegang haben (GONZALEZ-WARLETA et al., 2013). In einer niederländischen Studie waren Tiere aus Mutterkuhhaltungen ebenfalls stärker betroffen als solche aus Milchviehbetrieben. Als Ursache dafür wurde vermutet, dass Mutterkühe häufiger auf Weiden mit höherem Grundwasserspiegel sowie in Überschwemmungsgebieten grasen (PLOEGER et al., 2017). Der Energiegehalt des Futters in solchen Gebieten reicht für Hochleistungsmilchkühe meist nicht aus. FERRERAS et al. (2014) hingegen konnten keinen Unterschied zwischen Milchvieh und Masttieren feststellen, wohl aber zwischen intensiv (kein Weidegang) und semi-intensiv (Weidegang während der Weideperiode) gehaltenen Tieren. Letztere waren häufiger mit Pansenegeln infiziert.

Fraglich bleibt, wieso die ermittelte Prävalenz für *F. hepatica* in Milchviehbetrieben und Mutterkuhhaltungen annähernd gleich ist (9,5 % sowie 9,3 %). Wie in Tabelle 14 zu sehen ist, werden in Mutterkuhhaltungen Tiere eher mit fascioliden Wirkstoffen entwurmt als in Milchviehbetrieben, da Betriebe mit bereits bekanntem Infektionsrisiko eher entwurmen als solche, die bisher noch keinen Trematodennachweis bei ihren Rindern hatten. Da medikamentöse

Therapien gegen Leberegel mit Closantel und Triclabendazol meist nicht gegen Pansenegel wirken (GORDON et al., 2013), bleibt die Pansenegelprävalenz trotzdem hoch. Wenn Leberegel bei Wiederkäuern behandelt werden, so verringert sich die Eiausscheidung auf die Weideflächen. Dies führt dazu, dass Pansenegel auf der Zwischenwirtsebene weniger Konkurrenz haben und so mehr Schnecken infizieren können (JONES et al., 2017a).

Die Frage nach der Entwurmung war in dieser Dissertation in erster Linie deshalb wichtig, da eine vorhergehende Entwurmung die Prävalenzwerte verfälschen könnte. Deshalb wurden der Zeitpunkt der Entwurmung sowie der verwendete Wirkstoff abgefragt. Für 144 Praeli-Betriebe, die angegeben haben, dass sie entwurmen, sind diese Daten jedoch nicht bekannt. Dadurch konnte der Einfluss der Entwurmung nicht abschließend ermittelt werden. Geht man allerdings von den 467 Betrieben, für die alle Angaben vorhanden waren, aus, so erkennt man, dass nur ein geringer Anteil von 6,2 % ihre Rinder mit fascioliden Wirkstoffen in einem relevanten Zeitraum von sechs Monaten vor der Beprobung behandelt haben. Gegen Pansenegel ist jedoch nur Oxyclozanid in höherer Dosierung sowie Closantel oral verabreicht wirksam (ARIAS et al., 2013). Man kann davon ausgehen, dass in den neun Betrieben, in denen Oxyclozanid verwendet wurde, meist keine erhöhte Dosierung verwendet wurde. Allerdings kamen in diesen Betrieben sowohl Pansen- und Leberegel- als auch Mischinfektionen häufiger vor als erwartet. Eine mögliche Ursache dafür könnte sein, dass ein bereits bekannter Befall mit den Parasiten vorliegt und deshalb dagegen behandelt wurde, die Entwurmung aber bereits zu lange zurückliegt, um den Behandlungseffekt sichtbar zu machen, bzw. im Fall der Pansenegel gar nicht wirksam ist. Dies würde auch zum von MUNITA et al. (2019) ermittelten Ergebnis passen, dass eine Entwurmung mit Triclabendazol Mischinfektionen mit beiden Trematoden begünstigt.

Bei einem Großteil der untersuchten Betriebe wurden Pansenegel und der große Leberegel nur bei adulten Tieren (nach der ersten Kalbung bzw. älter als 2,5 Jahre) nachgewiesen. Von einigen Betrieben waren allerdings keine oder zu wenig Jungtiere beprobt worden. Auch SANCHIS et al. (2013), BELLET et al. (2016) und FERRERAS et al. (2014) stellten fest, dass die Pansenegelprävalenz bei Tieren, die älter als 2,5 Jahre waren, höher war als bei jüngeren Tieren. Die Untersuchungen von ARIAS et al. (2011) zeigten jedoch keinen Zusammenhang zwischen dem Alter der Rinder und einem Pansenegelfall. GONZALEZ-WARLETA et al. (2013)



betrachten ältere Kühe in Rinderherden als wichtiges Reservoir für die Parasiten. Diese Kühe geben die Infektion durch Kontamination von Weideflächen dann an jüngere Tiere weiter, sofern sie auf denselben Weideflächen gehalten werden. Fraglich bei dem durch die vorliegenden Daten erhaltenen Ergebnis ist nun, inwieweit sich eine Immunität gegen Pansenegel ausbildet, wie von einigen Autor\*innen bereits angesprochen wurde (HORAK, 1971; ROLFE et al., 1991). In diesem Fall würde man erwarten, dass die Jungtiere schwerer betroffen sind. Die erlangte Immunität schützt nicht gänzlich vor einer erneuten Infektion, sondern reduziert vielmehr die Stärke des Befalls (ROLFE et al., 1991; MAVENYENGWA et al., 2008). Die Befallsstärke wurde in der vorliegenden Dissertation jedoch nicht beurteilt. Außerdem belegen neueste Forschungsergebnisse, dass *C. daubneyi* geeignete Maßnahmen gegen eine Immunantwort des Wirtes besitzt (HUSON et al., 2020).

Die Beurteilung der Empfänglichkeit verschiedener Rinderrassen für Pansenegel und den großen Leberegel kann in der vorliegenden Dissertation aufgrund einer dahingehend ungenügenden Repräsentativität der Stichprobe nicht abschließend beurteilt werden. In Milchviehbetrieben konnte kein Zusammenhang zwischen einem Pansenegelnachweis und der untersuchten Rinderrasse hergestellt werden. Dieses Ergebnis erhielten auch ARIAS et al. (2011), FERRERAS et al. (2014) und BELLET et al. (2016). In den Mutterkuhhaltungen waren die Anzahl sowie die Verteilung der Rassen zu verschieden, um nähere Berechnungen dazu durchzuführen. Fleckviehkühe waren zwar häufiger mit Leberegeln infiziert als Holsteinkühe, ursächlich dafür ist aber mit großer Wahrscheinlichkeit die allgemein höhere Leberegelprävalenz in der Region Süd, wo hauptsächlich Fleckvieh gehalten wird, während die Prävalenz im Norden bei den Holsteinkühen deutlich niedriger war. Aus diesem Grund kann man nicht von einer Rasseprädisposition sprechen.

### **3. Fazit und Ausblick**

Der ermittelte Prävalenzwert für Pansenegel in Deutschland von 5,5 % (95 %-KI 3,7 % bis 7,4 %) entspricht der aufgrund vergangener Forschungsarbeiten auf diesem Gebiet angenommenen Prävalenz. Pansenegel wurden in allen vier Regionen nachgewiesen. Die Paramphistomidose kommt also deutschlandweit vor. Dieses Ergebnis steht im Einklang mit HUSON et al. (2017), die die

Paramphistomidose vor wenigen Jahren als sich ausbreitende Infektionskrankheit bei Wiederkäuern in Europa bezeichneten. Die Pansenegelprävalenzen von Bayern und Niedersachsen spiegeln die regionalen Unterschiede zwischen Nord- und Süddeutschland wider. Da diese beiden Bundesländer die rinderreichsten in Deutschland sind (STATISTISCHES BUNDESAMT (DESTATIS), 2019), könnte man darüber nachdenken, für zukünftige Prävalenzstudien zu Pansenegeln nur noch diese beiden Bundesländer zu beproben. Damit würde man die Untersuchungen weniger aufwendig gestalten. Für Spanien beispielsweise wurde dies in mehreren Studien in Galizien sowie Kastilien und León durchgeführt (DIAZ et al., 2007; ARIAS et al., 2011; GONZALEZ-WARLETA et al., 2013; SANCHIS et al., 2013; FERRERAS et al., 2014).

Die Pansenegelprävalenz in Deutschland sollte aus Gründen des Tierschutzes, der Tiergesundheit sowie der Wirtschaftlichkeit weiter überwacht werden. Deshalb sollte die Prävalenzermittlung in einigen Jahren wiederholt werden, um die weitere Entwicklung zu beobachten. Möglicherweise kann bis dahin bereits eine sensitivere, serologische Untersuchungsmethode wie der kürzlich von HUSON et al. (2020) entwickelte Koproantigen-basierte ELISA verwendet werden. Außerdem wäre es wichtig, für Pansenegel zukünftig immer eine molekularbiologische Speziesbestimmung durchführen zu lassen. Während *C. daubneyi* bereits sehr häufig nachgewiesen wurde, ist Deutschland nun nach den Niederlanden (PLOEGER et al., 2017) das zweite Land in Westeuropa, in dem *P. leydeni* bei Rindern nachgewiesen wurde. Die Epidemiologie der verschiedenen Pansenegelspezies muss jedoch noch genauer untersucht werden, um die Verbreitungsmuster der beiden Spezies exakter analysieren zu können.

Fraglich bleibt, wieso sich die Pansenegel- und die Leberegelprävalenzen regional so deutlich unterscheiden. Eine Ursache dafür könnte sein, dass vermehrt sogenannte Hotspots beprobt wurden. Dies kann nach Auswertung der Studienpopulation jedoch ausgeschlossen werden. Ein Vergleich mit anderen Studien ist durch deren ungleichmäßige Verteilung der Betriebe oft nicht möglich. Die einzige landesweite Untersuchung hat JONES et al. (2017a) in Wales durchgeführt. Die Autor\*innen kamen zu dem Schluss, dass wegen des häufigen Auftretens von Mischinfektionen mit *C. daubneyi* und *F. hepatica* (46 % der untersuchten Betriebe in Wales) die beiden Spezies in denselben Regionen des Landes vorkommen. Auch entsprechende Risikofaktoren wie sumpfige Habitate

und Wasserquellen, die mit dem Auftreten von Zwischenwirtshabitaten für *G. truncatula* zusammenhängen, wurden für beide Parasiten ermittelt. Im Gegensatz dazu waren in der Risikoanalyse für *C. daubneyi* Klimafaktoren (Anzahl an Sonnenstunden) enthalten, während dies bei *F. hepatica* nicht der Fall war. Obwohl beide Spezies denselben Zwischenwirt haben, ist es noch unklar, ob sie durch eine unterschiedliche Epidemiologie möglicherweise an verschiedene Betriebe angepasst sind (JONES et al., 2017a). Letzteres könnte man auf die hier ermittelten Unterschiede in den Prävalenzwerten der Regionen anwenden. MARTINEZ-IBEAS et al. (2013) beschreiben, dass *C. daubneyi* und *F. hepatica* von geringgradig verschiedenen Umweltfaktoren profitieren. JONES et al. (2017a) beispielsweise erachten Klima- und Umweltfaktoren neben Managementfaktoren als sehr wichtig, wenn es um die Ermittlung der Pansenegelprävalenz auf Betriebsebene geht. ARIAS et al. (2011) hingegen konnten keinen Zusammenhang zwischen erhobenen klimatischen Daten (Regenfälle und Temperatur) und der ermittelten Pansenegelprävalenz herstellen. Ob das lokale Klima oder verschiedene Umweltfaktoren wie die Vegetation in den untersuchten Regionen der vorliegenden Dissertation ausschlaggebend für die Unterschiede in der Verteilung der beiden Trematodenspezies sind, muss in weiteren Forschungsarbeiten noch untersucht werden. Auch eine Erhöhung der Prävalenz durch regional begrenzte Importe von Zucht- und Nutztieren kann anhand der vorliegenden Daten nicht ganz ausgeschlossen werden, da die Verbringung von Tieren laut SARGISON et al. (2019) auch eine Rolle bei der Verbreitung der Paramphistomidose spielt.

Ein Zusammenhang der gegengleichen Verteilung der Prävalenzwerte von Pansenegeln und großem Leberegel mit in dieser Dissertation erhobenen Daten konnte nicht hergestellt werden. Es hatten zwar in der Region Nord im Vergleich zur Region Süd mehr Betriebe Weidegang oder Frischgrasfütterung, während in der Region Süd im Vergleich zur Region Nord mehr Biobetriebe beprobt wurden. Allerdings hatten beide Variablen sowohl auf die Pansen- als auch auf die Leberegelprävalenz einen positiven Einfluss. Ein Zusammenhang mit der untersuchten Rinderrasse konnte nur für Fleckvieh und *F. hepatica* hergestellt werden. Bisher wurde dies dahingehend interpretiert, dass in der Region Süd die Leberegelprävalenz höher ist und es dort eben auch mehr Fleckviehkühe gibt, möglicherweise ist diese Rasse jedoch auch empfänglicher für den Parasiten. Da für Pansenegel jedoch kein Zusammenhang mit der beprobten Rinderrasse ermittelt

werden konnte, ist eine solche Schlussfolgerung eher unwahrscheinlich. Um einen Zusammenhang mit der Haltung weiterer Tierarten und speziell Wiederkäuer auf dem Betrieb oder sogar derselben Weidefläche und der Prävalenz herzustellen, ist weitere Forschung nötig. MUNITA et al. (2019) stellten fest, dass Mischinfektionen bei Schafen häufiger auftreten, wenn Pferde auf demselben Betrieb gehalten werden. Eine interessante Fragestellung wäre, ob dies auch für Rinder gilt oder ob zum Beispiel eine gemeinsame Haltung mit kleinen Wiederkäuern Einfluss auf die Prävalenzen hat. In der Region Süd wurde statistisch signifikant häufiger mit fascioliden Wirkstoffen entwurmt als in der Region Nord. Dies wurde in anderen Publikationen als Risikofaktor für eine erhöhte Prävalenz von Pansenegeln im Gegensatz zu Leberegeln genannt (MAGE et al., 2002; JONES et al., 2017a), was in der vorliegenden Dissertation so aber nicht bestätigt werden konnte. Die Pansenegelprävalenz müsste nach dieser Theorie nämlich in der Region Süd höher sein als in der Region Nord, und die Leberegelprävalenz genau umgekehrt. O'SHAUGHNESSY et al. (2017) erachten die allmähliche Verdrängung vom großen Leberegel durch Pansenegel als möglich. Möglicherweise passiert dies auf der Ebene des Zwischenwirts. Forschungsergebnisse aus Großbritannien von vor wenigen Jahren zeigen, dass *C. daubneyi* noch nicht so gut an *G. truncatula* angepasst ist wie *F. hepatica*. Die Autor\*innen halten es jedoch für möglich, dass sich dies nach und nach noch ändern kann. Bisher ist auch noch unklar, ob die Interaktion der Parasiten im Zwischenwirt eine Auswirkung auf die Prävalenzen im Endwirt haben könnte (JONES et al., 2015; JONES et al., 2017b). Die Untersuchung dieses Zusammenhangs könnte Gegenstand weiterer Forschungsarbeit sein.

Dadurch, dass bei mit adulten Pansenegeln infizierten Tieren meist keine klinischen Symptome auftreten (ZINTL et al., 2014; FUERTES et al., 2015), wird die Verbreitung und somit möglicherweise die Verdrängung von *F. hepatica* auf lange Sicht als positiv angesehen (O'SHAUGHNESSY et al., 2017). *C. daubneyi* kann jedoch sowohl zu ernsthaften Erkrankungen bis hin zu Todesfällen in der intestinalen Phase der Infektion wie möglicherweise auch zu versteckten Kosten durch eine reduzierte Milch- bzw. Mastleistung in der ruminalen Phase der Infektion führen (BOCH et al., 1983; MASON et al., 2012; MILLAR et al., 2012; ZINTL et al., 2014; O'SHAUGHNESSY et al., 2017). Der Zusammenhang der Prävalenz mit dem Auftreten von mit Pansenegeln assoziierten

Krankheitssymptomen wie Schwäche, Gewichtsverlust und wässriger Diarrhoe (HORAK, 1971; FOSTER et al., 2008; MILLAR et al., 2012) sowie der Einfluss einer Infektion auf die Milch- bzw. Mastleistung ist in zukünftigen Forschungsarbeiten aufzuklären. Die Infektion mit Pansenegeln sollte bei Tierärzt\*innen und Landwirt\*innen in Zukunft mehr Beachtung finden. Bei entsprechender Symptomatik sollte eine Kotuntersuchung der betroffenen Tiere in die Wege geleitet werden. Bei Verdacht auf intestinale Paramphistomidose durch Krankheitssymptome wie Schwäche, Anorexie oder Todesfälle (ROLFE et al., 1991; FOSTER et al., 2008; MILLAR et al., 2012) muss möglicherweise eine Sektion als diagnostisches Mittel herangezogen werden. Therapeutische Maßnahmen sind in Deutschland bereits verfügbar, für die Behandlung der Paramphistomidose jedoch nicht zugelassen. Der Einsatz von Oxyclozanid kann Nebenwirkungen sowie Produktionsverluste durch Wartezeiten verursachen (CHARLIER et al., 2012; FORBES, 2018). Vor allem vor dem Hintergrund der weltweiten Zunahme von Resistenzen gegen Anthelminthika sind vordergründig Managementfaktoren gefragt (MUNITA et al., 2019). Bei der Calicophoronose kann man, zumindest solange keine neuen Erkenntnisse die Epidemiologie betreffend vorliegen, auf Maßnahmen zur Bekämpfung der Fasciolose zurückgreifen, wie von KNUBBEN-SCHWEIZER et al. (2011) beschrieben.

## VI. ZUSAMMENFASSUNG

In den letzten 20 bis 30 Jahren ist die Forschung zur Infektion von Wiederkäuern mit Pansenegeln in Süd-, West- und Nordeuropa immer weiter in den Fokus gerückt. In unterschiedlichen Studien in Irland, Großbritannien, Spanien, Italien, Frankreich und den Niederlanden konnten Prävalenzen von bis zu 85,2 % bei Rindern und 77,3 % bei Schafen festgestellt werden. Vor allem *Calicophoron daubneyi* ist weit verbreitet, aber auch *Paramphistomum leydeni* wurde in Einzelfällen bereits nachgewiesen. Was ursächlich für den Anstieg der Prävalenzen ist, kann bisher nur vermutet werden. In Deutschland gibt es, obwohl im 20. Jahrhundert immer wieder Einzelnachweise veröffentlicht wurden, keine aktuellen Zahlen zur Prävalenz der Paramphistomidose.

Das Ziel dieser Arbeit war es deshalb, die Prävalenz der Paramphistomidose auf Herdenebene bei Rindern in Deutschland zu bestimmen sowie vorkommende Pansenegelspezies zu identifizieren. Um regionale Unterschiede zu berücksichtigen, wurde Deutschland in vier Regionen (Nord, Ost, Süd und West) aufgeteilt und die Prävalenz in jeder dieser Regionen bestimmt. Dazu wurden Kotproben aus 614 rinderhaltenden Betrieben in Deutschland gesammelt und koproskopisch mittels Sedimentation untersucht. Dabei wurde auch das Vorkommen von Eiern des großen Leberegels *Fasciola hepatica* dokumentiert. Bei Pansenegel-positiven Proben wurde anschließend die jeweilige Spezies bestimmt. Die erhobenen Daten wurden deskriptiv sowie mithilfe des Chi-Quadrat-Tests und der logistischen Regression ausgewertet.

Die ermittelte Pansenegelprävalenz in Deutschland beträgt 5,5 % (95 % Konfidenzintervall von 3,7 % bis 7,4 %). Betrachtet man nur die Prävalenz in den einzelnen Regionen, so erhält man folgende Ergebnisse: Region Nord 8,4 %, Region Ost 7,9 %, Region Süd 3,6 % und Region West 3,7 %. Die Prävalenz von *F. hepatica* in Deutschland beträgt 9,3 % (95 % Konfidenzintervall von 7,1 % bis 11,8 %), für die einzelnen Regionen ergaben sich folgende Werte: Region Nord 6,1 %, Region Süd 14,8 %, Region Ost 7,9 %; in Region West wurden keine Leberegel nachgewiesen. In 2,1 % der Betriebe wurden Mischinfektionen mit beiden Trematoden nachgewiesen. In den Bundesländern Niedersachsen (Region Nord) und Bayern (Region Süd) wurden die Prävalenzen jeweils zusätzlich

berechnet, da der erforderliche Stichprobenumfang erreicht wurde. Es ergab sich eine Pansenegelprävalenz von 10,9 % in Niedersachsen und 4,4 % in Bayern und eine Leberegelprävalenz von 6,5 % in Niedersachsen und 16,1 % in Bayern. Dieser Vergleich spiegelt die im regionalen Vergleich ermittelten Unterschiede wider, deren Ursache anhand der vorliegenden Daten jedoch nicht abschließend geklärt werden konnte.

Als dominierende Spezies wurde *C. daubneyi* in 20 Betrieben verteilt in allen vier Regionen nachgewiesen. Die Pansenegelspezies *P. leydeni* wurde in vier Betrieben in den Regionen Nord und Ost nachgewiesen. Dies ist der erste Nachweis von *P. leydeni* in Deutschland. Bei zehn Proben konnte die Spezies nicht identifiziert werden.

Einen positiven Zusammenhang mit einer höheren Prävalenz für beide Trematoden hatten Betriebe mit Weidegang und/oder Frischgrasfütterung und dadurch auch Mutterkuhhaltungen und Biobetriebe. Infiziert waren hauptsächlich adulte Rinder älter als 2,5 Jahre. Die Rinderrasse hatte keinen Einfluss auf die Pansenegelprävalenz. Eine Entwurmung erhöhte die Wahrscheinlichkeit, dass Mischinfektionen mit Pansenegeln und großem Leberegel auftreten.

Abschließend kann man sagen, dass die Paramphistomidose bei Rindern in Deutschland verbreitet ist. Daraus ergibt sich ein weitreichendes Forschungsgebiet. Außerdem sollten Tierärzt\*innen und Landwirt\*innen dieser Infektionskrankheit zukünftig mehr Aufmerksamkeit schenken.

## VII. SUMMARY

Over the last 20 to 30 years, research on rumen fluke infection of ruminants in Southern, Western and Northern Europe has become increasingly focused. In different studies in Ireland, Great Britain, Spain, Italy, France and the Netherlands, prevalences of up to 85.2 % in cattle and 77.3 % in sheep could be found. *Calicophoron daubneyi* in particular is widespread, but *Paramphistomum leydeni* has also been detected in isolated cases. What is causal for the increase in prevalences can only be assumed so far. In Germany, in spite of several publications of individual cases in the 20th century, there are no current figures on the prevalence of paramphistomidosis.

The aim of this work was therefore to determine the prevalence of paramphistomidosis at herd level in cattle in Germany and to identify occurring rumen fluke species. In order to consider regional differences, Germany was divided into four regions (North, East, South and West) and the prevalence in each of these regions was determined. For this purpose, faecal samples were collected from 614 cattle farms in Germany and examined coproscopically by sedimentation. Meanwhile the presence of eggs of the large liver fluke *Fasciola hepatica* was also documented. If samples were positive for rumen fluke, the respective species was subsequently determined. The collected data were analysed descriptively and by using chi-square test and logistic regression.

The determined prevalence of rumen fluke in Germany is 5.5 % (95 % confidence interval of 3.7 % to 7.4 %). Prevalence values in the individual regions were determined as following: North 8.4 %, East 7.9 %, South 3.6 % and West 3.7 %. The prevalence of *F. hepatica* in Germany is 9.3 % (95 % confidence interval of 7.1 % to 11.8 %), for the individual regions the following values were obtained: North 6.1 %, South 14.8 %, East 7.9 %; no liver flukes were detected in region West. Mixed infections with both trematodes were detected in 2.1 % of the farms. In the federal states of Lower Saxony (North) and Bavaria (South), the prevalence was calculated additionally, since the required sample size was reached in each case. The prevalence of rumen fluke was 10.9 % in Lower Saxony and 4.4 % in Bavaria, while the prevalence of liver fluke was 6.5 % in Lower Saxony and 16.1 % in Bavaria. This comparison reflects the differences found in the regional



comparison, but the cause of these differences could not be conclusively clarified on the basis of the available data.

*C. daubneyi* was determined as the dominant species in 20 farms distributed over all four regions. The rumen fluke species *P. leydeni* was detected in four farms in the northern and eastern region. This is the first record of *P. leydeni* in Germany. In ten samples the species could not be identified.

A positive correlation with a higher prevalence for both trematodes was found on farms with pasture grazing and/or feeding of grass and thus also on suckler cow farms and organic farms. Mainly adult cattle older than 2.5 years were infected. Cattle breed had no effect on rumen fluke prevalence. Deworming increased the likelihood of mixed infections with rumen and liver fluke.

In conclusion, it can be said that paramphistomidosis is widespread in cattle in Germany. This results in a far-reaching field of research. In addition, veterinarians and farmers should pay more attention to this infectious disease in the future.

## VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Abrous M, Rondelaud D, Dreyfuss G, Cabaret J. Infection of *Lymnaea truncatula* and *Lymnaea glabra* by *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi* in farms of central France. *Veterinary Research* 1999a; 30: 113-8.

Abrous M, Rondelaud D, Dreyfuss G. *Paramphistomum daubneyi* and *Fasciola hepatica*: influence of temperature changes on the shedding of cercariae from dually infected *Lymnaea truncatula*. *Parasitology Research* 1999b; 85: 765-9.

Abrous M, Rondelaud D, Dreyfuss G. A field study of natural infections in three freshwater snails with *Fasciola hepatica* and/or *Paramphistomum daubneyi* in central France. *Journal of Helminthology* 2000; 74: 189-94.

Anuracpreeda P, Wanichanon C, Sobhon P. *Paramphistomum cervi*: antigenic profile of adults as recognized by infected cattle sera. *Experimental Parasitology* 2008; 118: 203-7.

Anuracpreeda P, Poljaroen J, Chotwiwatthanakun C, Tinikul Y, Sobhon P. Antigenic components, isolation and partial characterization of excretion-secretion fraction of *Paramphistomum cervi*. *Experimental Parasitology* 2013; 133: 327-33.

Arias M, Lomba C, Dacal V, Vazquez L, Pedreira J, Francisco I, Pineiro P, Cazapal-Monteiro C, Suarez JL, Diez-Banos P, Morrondo P, Sanchez-Andrade R, Paz-Silva A. Prevalence of mixed trematode infections in an abattoir receiving cattle from northern Portugal and north-west Spain. *Veterinary Record* 2011; 168: 408.

Arias MS, Sanchis J, Francisco I, Francisco R, Pineiro P, Cazapal-Monteiro C, Cortinas FJ, Suarez JL, Sanchez-Andrade R, Paz-Silva A. The efficacy of four anthelmintics against *Calicophoron daubneyi* in naturally infected dairy cattle. *Veterinary Parasitology* 2013; 197: 126-9.

Atcheson E, Skuce P, Oliver N, McNeilly T, Robinson M. *Calicophoron daubneyi* - The Path Toward Understanding Its Pathogenicity and Host Interactions. *Frontiers in Veterinary Science* 2020; 7: 606.

Augot D, Abrous M, Rondelaud D, Dreyfuss G. *Paramphistomum daubneyi* and *Fasciola hepatica*: the redial burden and cercarial shedding in *Lymnaea truncatula* subjected to successive unimiracidial cross-exposures. *Parasitology Research* 1996; 82: 623-7.

Bauer C, Hirzmann J, Köhler K. Erster Fall einer Paramphistomeninfektion (*Calicophoron daubneyi*) bei Neuweltkameliden. In: Tagung der DVG-Fachgruppe Parasitologie und Parasitäre Krankheiten Stralsund: DVG 2015: 93-4.

Bellet C, Green MJ, Vickers M, Forbes A, Berry E, Kaler J. *Ostertagia* spp., rumen fluke and liver fluke single- and poly-infections in cattle: An abattoir study of prevalence and production impacts in England and Wales. *Preventive Veterinary Medicine* 2016; 132: 98-106.

Boch J, Schmid K, Rückrich H-U, Erich E, Keller B, Weiland G, Göbel E. Die Pansenegel-Infektion (*Paramphistomum cervi*, Zeder, 1790) der Wiederkäuer. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift* 1983; 96: 338-46.

Boray JC. Studies on intestinal amphistomosis in cattle. *Australian Veterinary Journal* 1959; 35: 282-7.

Boray JC. Fortschritte in der Bekämpfung der Fasciolose. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde* 1971; 113: 361-86.

Cauquil L, Hüe T, Hurlin JC, Mitchell G, Searle K, Skuce P, Zadoks R. Prevalence and Sequence-Based Identity of Rumen Fluke in Cattle and Deer in New Caledonia. *PLoS One* 2016; 11: e0152603.

Charlier J, Hostens M, Jacobs J, Van Ranst B, Duchateau L, Vercruysse J. Integrating fasciolosis control in the dry cow management: the effect of closantel treatment on milk production. PLoS One 2012; 7: e43216.

Chemisches und Veterinäruntersuchungsamt Freiburg. Jahresbericht 2005. 2006: www.cvua-freiburg.de. 09.04.2020.

Craig JF, Davies GO. *Paramphistomum cervi* in sheep. Veterinary Record 1937; 49: 1116-7.

Cringoli G, Taddei R, Rinaldi L, Veneziano V, Musella V, Cascone C, Sibilio G, Malone JB. Use of remote sensing and geographical information systems to identify environmental features that influence the distribution of paramphistomosis in sheep from the southern Italian Apennines. Veterinary Parasitology 2004; 122: 15-26.

De Waal T. *Paramphistomum* - a brief review. Irish Veterinary Journal 2010; 63: 313-5.

Deplazes P, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H, Joachim A, Mathis A, Taubert A, Strube C. Parasiten und Parasitosen - Metazoa: Helminthen und Myxozoa. In: Parasitologie für die Tiermedizin, 4. edn Stuttgart: Thieme Verlag 2020a: 166-405.

Deplazes P, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H, Joachim A, Mathis A, Taubert A, Strube C. Diagnostik. In: Parasitologie für die Tiermedizin, 4. edn Stuttgart: Thieme Verlag 2020b: 542-77.

Diaz P, Lomba C, Pedreira J, Arias M, Sanchez-Andrade R, Suarez JL, Diez-Banos P, Morondo P, Paz-Silva A. Analysis of the IgG antibody response against Paramphistomidae trematoda in naturally infected cattle - Application to serological surveys. Veterinary Parasitology 2006; 140: 281-8.

Diaz P, Pedreira J, Sanchez-Andrade R, Suarez JL, Arias MS, Francisco I, Fernandez G, Diez-Banos P, Morrondo P, Paz-Silva A. Risk periods of infection by *Calicophoron daubneyi* (Digenea: Paramphistomidae) in cattle from oceanic climate areas. *Parasitology Research* 2007; 101: 339-42.

Dimitrijević S, Ilić T, Đurić B, Bojkovski J. Parasitic infections in ruminants in some epizootiological areas in the Republic of Serbia. *Slovenian Veterinary Research* 2006; 43: 285-8.

Dinnik JA. *Paramphistomum daubneyi* sp. nov. from cattle and its snail host in the Kenya Highlands. *Parasitology* 1962; 52: 143-51.

Dorny P, Stoliaroff V, Charlier J, Meas S, Sorn S, Chea B, Holl D, Van Aken D, Vercruysse J. Infections with gastrointestinal nematodes, *Fasciola* and *Paramphistomum* in cattle in Cambodia and their association with morbidity parameters. *Veterinary Parasitology* 2011; 175: 293-9.

Duignan G, Fagan J, Joyce C, Casey M. Diagnosing acute larval paramphistomosis in ruminants. *Veterinary Record* 2017; 180: 618.

Düvel S. Untersuchungen zum Vorkommen von Endoparasiten und zur Verbreitung anthelminthika-resistenter Strongylidenpopulationen in deutschen Ziegenherden. Diss. vet. med. 2015; Justus-Liebig-Universität Gießen und Georg-August-Universität Göttingen

Eduardo SL. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. I. General considerations. *Systematic Parasitology* 1982; 4: 7-57.

Fassl H. Empirische Statistik. In: Einführung in die medizinische Statistik, Heidelberg/Leipzig: Johann Ambrosius Barth Verlag 1999: 152-249.

Ferreras MC, Gonzalez-Lanza C, Perez V, Fuertes M, Benavides J, Mezo M, Gonzalez-Warleta M, Giraldez J, Martinez-Ibeas AM, Delgado L, Fernandez M, Manga-Gonzalez MY. *Calicophoron daubneyi* (Paramphistomidae) in slaughtered cattle in Castilla y León (Spain). *Veterinary Parasitology* 2014; 199: 268-71.

Fischoeder F. Die Paramphistomiden der Säugethiere. *Zoologischer Anzeiger* 1901; 24: 367-75.

Fischoeder F. Die Paramphistomiden der Säugethiere. In: *Zoologisches Jahrbuch, Königsberg i. Pr.: H. Jaeger* 1903: 485-660.

Forbes A. Rumen fluke: past, present and future. *Livestock* 2018; 23: 227-31.

Foster AP, Otter A, O'Sullivan T, Cranwell MP, Twomey DF, Millar MF, Taylor MA. Rumen fluke (paramphistomosis) in British cattle. *Veterinary Record* 2008; 162: 528.

Fuertes M, Perez V, Benavides J, Gonzalez-Lanza MC, Mezo M, Gonzalez-Warleta M, Giraldez FJ, Fernandez M, Manga-Gonzalez MY, Ferreras MC. Pathological changes in cattle naturally infected by *Calicophoron daubneyi* adult flukes. *Veterinary Parasitology* 2015; 209: 188-96.

Ghosh S, Rawat P, Velusamy R, Joseph D, Gupta SC, Singh BP. 27 kDa *Fasciola gigantica* glycoprotein for the diagnosis of prepatent fasciolosis in cattle. *Veterinary Research Communications* 2005; 29: 123-35.

Gillandt K, Kemper N. Analyse und Optimierung der Beziehung zwischen Grünland, Tiergesundheit und Tierzucht bei Mutterkuhherden: Teilprojekt TiHo Hannover: Untersuchung der Tiergesundheit von Mutterkühen und sie beeinflussende Risikofaktoren. 2017: <https://orgprints.org/32364/>. 02.04.2020.

Gonzalez-Warleta M, Lladosa S, Castro-Hermida JA, Martinez-Ibeas AM, Conesa D, Munoz F, Lopez-Quilez A, Manga-Gonzalez Y, Mezo M. Bovine paramphistomosis in Galicia (Spain): prevalence, intensity, aetiology and geospatial distribution of the infection. *Veterinary Parasitology* 2013; 191: 252-63.

Gordon DK, Roberts LC, Lean N, Zadoks RN, Sargison ND, Skuce PJ. Identification of the rumen fluke, *Calicophoron daubneyi*, in GB livestock: possible implications for liver fluke diagnosis. *Veterinary Parasitology* 2013; 195: 65-71.

Gottschalk C. Zur Verbreitung des Leberegels, des Lanzettegels und des Pansenegels in den thüringischen Bezirken Erfurt und Gera. *Angewandte Parasitologie* 1962; 3: 101-8.

Graham-Brown J, Williams DJL, Skuce P, Zadoks RN, Dawes S, Swales H, Van Dijk J. Composite *Fasciola hepatica* faecal egg sedimentation test for cattle. *Veterinary Record* 2019; 184: 589.

Graubmann H-D, Gräfner G, Odening K. Zur Paramphistomidose des Rot- und Rehwildes. *Monatshefte für Veterinärmedizin* 1978; 33: 892-8.

Haridy FM, El-Sherbiny GT, Morsy TA. Some parasitic flukes infecting farm animals in Al-Santa Center, Gharbia Governorate, Egypt. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology* 2006; 36: 259-64.

Heile C. Orientierende Untersuchungen zur Parasitenkontrolle bei Mutterkuhherden auf unterschiedlichen Standorten in Brandenburg. *Diss. med. vet.* 1999; Freie Universität Berlin

Hille G. Untersuchungen zum Endoparasitenbefall des Muffelwildes in Thüringen. *Diss. med. vet.* 2003; Universität Leipzig

Hoedemaker M. Abschlussbericht: Tiergesundheit, Hygiene und Biosicherheit in deutschen Milchkuhbetrieben – eine Prävalenzstudie (PraeRi). 2020: <https://ibei.tiho-hannover.de/praeeri/pages/69>. 29.01.2021.

Horak IG. Studies on paramphistomiasis. III: A method of testing the viability of paramphistome metacercariae. Onderstepoort Journal of Veterinary Research 1962; 29: 197-202.

Horak IG. Host-parasite relationships of *Paramphistomum microbothrium* Fiscoeder, 1901, in experimentally infested ruminants, with particular reference to sheep. Onderstepoort Journal of Veterinary Research 1967; 34: 451-540.

Horak IG. Paramphistomiasis of domestic ruminants. Advances in Parasitology 1971; 9: 33-72.

Huson KM, Oliver NAM, Robinson MW. Paramphistomosis of Ruminants: An Emerging Parasitic Disease in Europe. Trends in Parasitology 2017; 33: 836-44.

Huson KM, Atcheson E, Oliver NAM, Best P, Barley JP, Hanna REB, McNeilly TN, Fang Y, Haldenby S, Paterson S, Robinson MW. Transcriptome and secretome analysis of intra-mammalian life-stages of the emerging helminth pathogen, *Calicophoron daubneyi* reveals adaptation to a unique host environment. Molecular & Cell Proteomics 2020; <https://www.sciencedirect.com/journal/molecular-and-cellular-proteomics/articles-inpress>: 30.11.2020.

Hutchinson GW, Macarthur E. Validation of French Antibody ELISA for Liver Fluke. 2003: <https://www.mla.com.au/research-and-development/reports/2003/validation-of-french-antibody-elisa-for-liver-fluke/>. 01.03.2021.

Iglesias-Pineiro J, Gonzalez-Warleta M, Castro-Hermida JA, Cordoba M, Gonzalez-Lanza C, Manga-Gonzalez Y, Mezo M. Transmission of *Calicophoron daubneyi* and *Fasciola hepatica* in Galicia (Spain): Temporal follow-up in the intermediate and definitive hosts. Parasites & Vectors 2016; 9: 610.



Itagaki T, Tsumagari N, Tsutsumi K, Chinone S. Discrimination of three amphistome species by PCR-RFLP based on rDNA ITS2 markers. The Journal of Veterinary Medical Science 2003; 65: 931-3.

Jacob E. Parasitologische Notizen 17. Pansenegelbefall (*Paramphistomum cervi*) bei einem Schaf. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 1950; 12: 268.

John BC, Davies DR, Williams DJL, Hodgkinson JE. A review of our current understanding of parasite survival in silage and stored forages, with a focus on *Fasciola hepatica* metacercariae\*. Grass and Forage Science 2019; 74: 211-7.

Jones RA, Williams HW, Dalesman S, Brophy PM. Confirmation of *Galba truncatula* as an intermediate host snail for *Calicophoron daubneyi* in Great Britain, with evidence of alternative snail species hosting *Fasciola hepatica*. Parasites & Vectors 2015; 8: 656.

Jones RA, Brophy PM, Mitchell ES, Williams HW. Rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) on Welsh farms: prevalence, risk factors and observations on co-infection with *Fasciola hepatica*. Parasitology 2017a; 144: 237-47.

Jones RA, Williams HW, Dalesman S, Ayodeji S, Thomas RK, Brophy PM. The prevalence and development of digenean parasites within their intermediate snail host, *Galba truncatula*, in a geographic area where the presence of *Calicophoron daubneyi* has recently been confirmed. Veterinary Parasitology 2017b; 240: 68-74.

Kajugu PE, Hanna RE, Edgar HW, McMahon C, Cooper M, Gordon A, Barley JP, Malone FE, Brennan GP, Fairweather I. *Fasciola hepatica*: Specificity of a coproantigen ELISA test for diagnosis of fasciolosis in faecal samples from cattle and sheep concurrently infected with gastrointestinal nematodes, coccidians and/or rumen flukes (paramphistomes), under field conditions. Veterinary Parasitology 2015; 212: 181-7.

Kamburov P. On the species of paramphistomids occurring in Europe. In: Third International Symposium of the Helminthological Institute Košice: 1976: 467.

Keller B. Untersuchungen über die Möglichkeit des serologischen Nachweises (ELISA, IFAT) der *Paramphistomum cervi*-Infektion bei Schafen. Diss. med. vet. 1983; Ludwig-Maximilians-Universität München

Keyyu JD, Monrad J, Kyvsgaard NC, Kassuku AA. Epidemiology of *Fasciola gigantica* and amphistomes in cattle on traditional, small-scale dairy and large-scale dairy farms in the southern highlands of Tanzania. Tropical Animal Health and Production 2005; 37: 303-14.

Knubben-Schweizer G, Deplazes P, Torgerson PR, Rapsch C, Meli ML, Braun U. Bovine Fasciolose in der Schweiz: Bedeutung und Bekämpfung. Schweizer Archiv für Tierheilkunde 2010; 152: 223-9.

Knubben-Schweizer G, Scheuerle M, Pfister K. Die Bekämpfung des großen Leberegels beim Rind. Tierärztliche Praxis Ausgabe G: Großtiere/Nutztiere 2011; 39: 179-85.

Knubben-Schweizer G, Torgerson PR. Bovine fasciolosis: control strategies based on the location of *Galba truncatula* habitats on farms. Veterinary Parasitology 2015; 208: 77-83.

Knubben-Schweizer G, Strube C. Aktuelles zur Paramphistomose. In: Vortragsband Schwein, Rind, Geflügel, LMS, VPH. bpt-Kongress Hannover: 2018: 222-6.

Kraneburg W. Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi* 1. Entwicklungsstadien in der Außenwelt und im Zwischenwirt. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 1977; 90: 316-20.

Kraneburg W. Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi* 2. Vorkommen bei Weiderindern in Marschgebieten. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 1978a; 91: 46-8.

Kraneburg W. Beiträge zur Biologie und Pathogenität des einheimischen Pansenegels *Paramphistomum cervi* 3. Entwicklung in Rind, Schaf und Reh. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 1978b; 91: 71-5.

Kuerpick B, Conraths FJ, Staubach C, Fröhlich A, Schnieder T, Strube C. Seroprevalence and GIS-supported risk factor analysis of *Fasciola hepatica* infections in dairy herds in Germany. Parasitology 2013; 140: 1051-60.

Landeslabor Berlin-Brandenburg. Jahresbericht 2011. 2012: [www.landeslabor.berlin-brandenburg.de](http://www.landeslabor.berlin-brandenburg.de). 09.04.2020.

Mage C, Bourgne H, Toullieu JM, Rondelaud D, Dreyfuss G. *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: changes in prevalences of natural infections in cattle and in *Lymnaea truncatula* from central France over the past 12 years. Veterinary Research 2002; 33: 439-47.

Malrait K, Verschave S, Skuce P, Van Loo H, Vercruysse J, Charlier J. Novel insights into the pathogenic importance, diagnosis and treatment of the rumen fluke (*Calicophoron daubneyi*) in cattle. Veterinary Parasitology 2015; 207: 134-9.

Martinez-Ibeas AM, Gonzalez-Warleta M, Martinez-Valladares M, Castro-Hermida JA, Gonzalez-Lanza C, Minambres B, Ferreras C, Mezo M, Manga-Gonzalez MY. Development and validation of a mtDNA multiplex PCR for identification and discrimination of *Calicophoron daubneyi* and *Fasciola hepatica* in the *Galba truncatula* snail. Veterinary Parasitology 2013; 195: 57-64.

Martinez-Ibeas AM, Munita MP, Lawlor K, Sekiya M, Mulcahy G, Sayers R. Rumen fluke in Irish sheep: prevalence, risk factors and molecular identification of two paramphistome species. BMC Veterinary Research 2016; 12: 143.

Mason C, Stevenson H, Cox A, Dick I, Rodger C. Disease associated with immature paramphistome infection in sheep. *Veterinary Record* 2012; 170: 343-4.

Mavenyengwa M, Mukaratirwa S, Obwolo M, Monrad J. A macro- and light microscopical study of the pathology of *Calicophoron microbothrium* infection in experimentally infected cattle. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 2005; 72: 321-32.

Mavenyengwa M, Mukaratirwa S, Obwolo M, Monrad J. Bovine intestinal cellular responses following primary and challenge infections with *Calicophoron microbothrium* metacercariae. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 2008; 75: 109-20.

May K, Brügemann K, König S, Strube C. Patent infections with *Fasciola hepatica* and paramphistomes (*Calicophoron daubneyi*) in dairy cows and association of fasciolosis with individual milk production and fertility parameters. *Veterinary Parasitology* 2019; 267: 32-41.

Millar M, Colloff A, Scholes S. Disease associated with immature paramphistome infection. *Veterinary Record* 2012; 171: 509-10.

Millar M, Foster A, Mitchell G, Skuce P, Wessels J, Velo-Rego E, Collins R, Stevenson H. Rumen fluke in South American camelids in Great Britain. *Veterinary Record* 2017; 181: 123-4.

Munita MP, Rea R, Martinez-Ibeas AM, Byrne N, McGrath G, Munita-Corbalan LE, Sekiya M, Mulcahy G, Sayers RG. Liver fluke in Irish sheep: prevalence and associations with management practices and co-infection with rumen fluke. *Parasites & Vectors* 2019; 12: 525.

Murphy TM, Power EP, Sanchez-Miguel C, Casey MJ, Toolan DP, Fagan JG. Paramphistomosis in Irish cattle. *Veterinary Record* 2008; 162: 831.

Naranjo-Lucena A, Munita Corbalan MP, Martinez-Ibeas AM, McGrath G, Murray G, Casey M, Good B, Sayers R, Mulcahy G, Zintl A. Spatial patterns of *Fasciola hepatica* and *Calicophoron daubneyi* infections in ruminants in Ireland and modelling of *C. daubneyi* infection. *Parasites & Vectors* 2018; 11: 531.

Nöller W, Schmid F. Zur Kenntnis der Entwicklung von *Paramphistomum cervi* (Schränk) s. *Amphistomum conicum* (Zeder). In: Sitzungsberichte der Gesellschaft Naturforschender Freunde zu Berlin 1927: 8-10.

O'Shaughnessy J, Garcia-Campos A, McAloon CG, Fagan S, De Waal T, McElroy M, Casey M, Good B, Mulcahy G, Fagan J, Murphy D, Zintl A. Epidemiological investigation of a severe rumen fluke outbreak on an Irish dairy farm. *Parasitology* 2017; 145: 948-52.

O'Toole A, Browne JA, Hogan S, Bassiere T, De Waal T, Mulcahy G, Zintl A. Identity of rumen fluke in deer. *Parasitology Research* 2014; 113: 4097-103.

Odening K, Bockhardt I, Gräfner G. Zur Frage der Pansenegelarten in der DDR (Trematoda: Paramphistomatidae) und ihrer Zwischenwirtsschnecken. *Monatshefte für Veterinärmedizin* 1978; 25: 79-81.

Paraud C, Gaudin C, Pors I, Chartier C. Efficacy of oxyclozanide against the rumen fluke *Calicophoron daubneyi* in experimentally infected goats. *The Veterinary Journal* 2009; 180: 265-7.

Pavlović I, Savić B, Ivanović S, Ćirović D. First occurrence of *Paramphistomum microbothrium* (Fischöeder 1901) in roe deer (*Capreolus capreolus*) in Serbia. *Journal of Wildlife Diseases* 2012; 48: 520-2.

Pfukenyi DM, Mukaratirwa S. Amphistome infections in domestic and wild ruminants in East and Southern Africa: A review. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 2018; 85: e1-e13.

Phiri AM, Phiri IK, Monrad J. Prevalence of amphistomiasis and its association with *Fasciola gigantica* infections in Zambian cattle from communal grazing areas. *Journal of Helminthology* 2006; 80: 65-8.

Pilarczyk B, Tomza-Marciniak A, Sablik P, Pilarczyk R. Parasites of the digestive tract in cows managed in alternative (organic and biodynamic) as well as conventional farms in West Pomerania. *Annals of Parasitology* 2019; 65: 387–96.

Ploeger HW, Ankum L, Moll L, van Doorn DCK, Mitchell G, Skuce PJ, Zadoks RN, Holzhauer M. Presence and species identity of rumen flukes in cattle and sheep in the Netherlands. *Veterinary Parasitology* 2017; 243: 42-6.

Rabeler M. Untersuchungen zum Vorkommen und zur wirtschaftlichen Bedeutung der Fasciolose in Milchkuhherden Norddeutschlands. Diss. med. vet. 2011; Justus-Liebig-Universität Gießen

Rangel-Ruiz LJ, Albores-Brahms ST, Gamboa-Aguilar J. Seasonal trends of *Paramphistomum cervi* in Tabasco, Mexico. *Veterinary Parasitology* 2003; 116: 217-22.

Rapsch C, Dahinden T, Heinzmann D, Torgerson PR, Braun U, Deplazes P, Hurni L, Bar H, Knubben-Schweizer G. An interactive map to assess the potential spread of *Lymnaea truncatula* and the free-living stages of *Fasciola hepatica* in Switzerland. *Veterinary Parasitology* 2008; 154: 242-9.

Rehbein S, Lutz W, Visser M, Winter R. Beiträge zur Kenntnis der Parasitenfauna des Wildes in Nordrhein-Westfalen. 1. Der Endoparasitenbefall des Rehwildes. *Zeitschrift für Jagdwissenschaft* 2000; 46: 248-69.

Rehbein S, Lutz W, Visser M, Winter R. Beiträge zur Kenntnis der Parasitenfauna des Wildes in Nordrhein-Westfalen. 2. Der Endoparasitenbefall des Damwildes. *Zeitschrift für Jagdwissenschaft* 2001; 47: 1-16.

Rehbein S, Lutz W, Visser M, Winter R. Beiträge zur Kenntnis der Parasitenfauna des Wildes in Nordrhein-Westfalen. 3. Der Endoparasitenbefall des Rotwildes. Zeitschrift für Jagdwissenschaft 2002; 48: 69-93.

Reinhardt S. Wie gross ist die Bedeutung von Pansenegeln in Deutschland? Schlacht- und Viehhof-Zeitung 1970; 70: 350-3.

Rieu E, Recca A, Benet JJ, Saana M, Dorchies P, Guillot J. Reliability of coprological diagnosis of *Paramphistomum* sp. infection in cows. Veterinary Parasitology 2007; 146: 249-53.

Rinaldi L, Perugini AG, Capuano F, Fenizia D, Musella V, Veneziano V, Cringoli G. Characterization of the second internal transcribed spacer of ribosomal DNA of *Calicophoron daubneyi* from various hosts and locations in southern Italy. Veterinary Parasitology 2005; 131: 247-53.

Rinaldi L, Musella V, Veneziano V, Condoleo RU, Cringoli G. Helminthic infections in water buffaloes on Italian farms: a spatial analysis. Geospatial Health 2009; 3: 233-9.

Rojo-Vazquez FA, Meana A, Valcarcel F, Martinez-Valladares M. Update on trematode infections in sheep. Veterinary Parasitology 2012; 189: 15-38.

Rolfe PF, Boray JC. Chemotherapy of paramphistomosis in cattle. Australian Veterinary Journal 1987; 64: 328-32.

Rolfe PF, Boray JC, Nichols P, Collins GH. Epidemiology of paramphistomosis in cattle. International Journal for Parasitology 1991; 21: 813-9.

Rolfe PF, Boray JC, Collins GH. Pathology of infection with *Paramphistomum ichikawai* in sheep. International Journal for Parasitology 1994; 24: 995-1004.

Rondelaud D, Vignoles P, Dreyfuss G. Parasite development and visceral pathology in *Galba truncatula* co-infected with *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*. *Journal of Helminthology* 2007; 81: 317-22.

Rößler A-S. Grundlage für eine Beurteilung des Transmissionsrisikos von *Fasciola hepatica*: Logistische Regressionsmodelle zur Vorhersage des Auftretens von *Galba truncatula* in der Schweiz. Diss. med. vet. 2016; Ludwig-Maximilians-Universität München

Sanabria R, More G, Romero J. Molecular characterization of the ITS-2 fragment of *Paramphistomum leydeni* (Trematoda: Paramphistomidae). *Veterinary Parasitology* 2011; 177: 182-5.

Sanabria R, Moreno L, Alvarez L, Lanusse C, Romero J. Efficacy of oxyclozanide against adult *Paramphistomum leydeni* in naturally infected sheep. *Veterinary Parasitology* 2014; 206: 277-81.

Sanchis J, Sanchez-Andrade R, Macchi MI, Pineiro P, Suarez JL, Cazapal-Monteiro C, Maldini G, Venzal JM, Paz-Silva A, Arias MS. Infection by Paramphistomidae trematodes in cattle from two agricultural regions in NW Uruguay and NW Spain. *Veterinary Parasitology* 2013; 191: 165-71.

Sargison N, Francis E, Davison C, Bronsvoort BM, Handel I, Mazeri S. Observations on the biology, epidemiology and economic relevance of rumen flukes (Paramphistomidae) in cattle kept in a temperate environment. *Veterinary Parasitology* 2016; 219: 7-16.

Sargison ND, Shahzad K, Mazeri S, Chaudhry U. A high throughput deep amplicon sequencing method to show the emergence and spread of *Calicophoron daubneyi* rumen fluke infection in United Kingdom cattle herds. *Veterinary Parasitology* 2019; 268: 9-15.



Sarmah PC, Laha R, Bhattacharjee K, Goswami A, Raquib M, Kakati P. Human consumption of rumen flukes of cattle in India. The Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health 2014; 45: 26-30.

Schade-Weskott E. Überprüfung eines logistischen Regressionsmodells zur Berechnung des Vorkommens von *Galba truncatula* als Grundlage zur kartographischen Darstellung von Risikogebieten für das Auftreten von *Fasciola hepatica* in Bayern. Diss. med. vet. 2019; Ludwig-Maximilians-Universität München

Schäffer M. Bovine Fasciolose in bayerischen „Bio-Betrieben“: Prävalenz und Risikofaktoren. Diss. med. vet. 2018; Ludwig-Maximilians-Universität München

Schweizer G, Meli ML, Torgerson PR, Lutz H, Deplazes P, Braun U. Prevalence of *Fasciola hepatica* in the intermediate host *Lymnaea truncatula* detected by real time TaqMan PCR in populations from 70 Swiss farms with cattle husbandry. Veterinary Parasitology 2007; 150: 164-9.

Sey O. Life-cycle and geographical distribution of *Paramphistomum daubneyi* Dinnik, 1962 (Trematoda: Paramphistomata). Acta Veterinaria Academiae Scientiarum Hungaricae 1977; 27: 115-30.

Sey O. Revision of the amphistomes of European ruminants. Parasitologia hungarica 1980; 13: 13-25.

Sey O. A review of chemotherapy of paramphistomosis of domestic ruminants in Europe. Parasitologia hungarica 1989; 22: 51-5.

Sey O. The amphistomes of Hungarian vertebrates. Parasitologia hungarica 1991; 24: 59-68.

Seyfarth M. Pathogene Wirkung und innerer Bau von *Paramphistomum cervi*. Deutsche tierärztliche Wochenschrift 1938; 46: 515-8.

Silvestre A, Sauve C, Cabaret J. Caprine *Paramphistomum daubneyi* (Trematoda) infection in Europe. *Veterinary Record* 2000; 146: 674-5.

Sindičić M, Martinković F, Strišković T, Špehar M, Štimac I, Bujanić M, Konjević D. Molecular identification of the rumen flukes *Paramphistomum leydeni* and *Paramphistomum cervi* in a concurrent infection of the red deer *Cervus elaphus*. *Journal of Helminthology* 2017; 91: 637-41.

Singh CD, Lakra P. Pathologic changes in naturally occurring *Cotylophoron cotylophorum* infection in cattle. *American Journal of Veterinary Research* 1971; 32: 659-63.

Singh RP, Sahai BN, Jha GJ. Histopathology of the duodenum and rumen of goats during experimental infections with *Paramphistomum cervi*. *Veterinary Parasitology* 1984; 15: 39-46.

Skuce PJ, Morgan ER, van Dijk J, Mitchell M. Animal health aspects of adaptation to climate change: beating the heat and parasites in a warming Europe. *Animal* 2013; 7: 333-45.

Spence SA, Fraser GC, Chang S. Responses in milk production to control of gastrointestinal nematode and paramphistome parasites in dairy cattle. *Australian Veterinary Journal* 1996; 74: 456-9.

Statistisches Bundesamt (Destatis). Viehbestand am 3. November 2018. In: Land- und Forstwirtschaft, Fischerei - Viehbestand: 2019: 9-20.

Szmidt-Adjide V, Abrous M, Adjide CC, Dreyfuss G, Lecompte A, Cabaret J, Rondelaud D. Prevalence of *Paramphistomum daubneyi* infection in cattle in central France. *Veterinary Parasitology* 2000; 87: 133-8.

Tandler F. Untersuchungen zum Vorkommen und zur Epidemiologie von Endoparasiten bei Kühen in verschiedenen Haltungssystemen. Diss. med. vet. 2004; Ludwig-Maximilians-Universität München

Thrusfield M, Christley R. Surveys. In: Veterinary Epidemiology, 4. edn Hoboken: John Wiley & Sons Ltd 2018: 270-95.

Titi A, Mekroud A, Sedraoui S, Vignoles P, Rondelaud D. Prevalence and intensity of *Paramphistomum daubneyi* infections in cattle from north-eastern Algeria. Journal of Helminthology 2010; 84: 177-81.

Toolan DP, Mitchell G, Searle K, Sheehan M, Skuce PJ, Zadoks RN. Bovine and ovine rumen fluke in Ireland - Prevalence, risk factors and species identity based on passive veterinary surveillance and abattoir findings. Veterinary Parasitology 2015; 212: 168-74.

Vignoles P, Titi A, Mekroud A, Rondelaud D, Dreyfuss G. *Calicophoron daubneyi* and *Fasciola hepatica*: characteristics of natural and experimental co-infections of these digeneans in the snail *Lymnaea glabra*. Journal of Helminthology 2017; 91: 1-6.

Weiß C. Statistische Tests. In: Basiswissen medizinische Statistik Berlin/Heidelberg: Springer 1999: 201-58.

Wenzel C, Küchler A, Strube C, Knubben-Schweizer G. Paramphistomidose – eine Übersicht zu Epidemiologie und klinischer Symptomatik. Tierärztliche Praxis Ausgabe G: Großtiere/Nutztiere 2019; 47: 184-91.

Willmott S. \*On the species of *Paramphistomum* Fiscoeder, 1901 Occurring in Britain and Ireland with Notes on Some Material from the Netherlands and France. Journal of Helminthology 1950; 24: 155-70.

Yabe J, Phiri IK, Phiri AM, Chembensofu M, Dorny P, Vercruysse J. Concurrent infections of *Fasciola*, *Schistosoma* and *Amphistomum* spp. in cattle from Kafue and Zambezi river basins of Zambia. *Journal of Helminthology* 2008; 82: 373-6.

Zintl A, Garcia-Campos A, Trudgett A, Chrysafidis AL, Talavera-Arce S, Fu Y, Egan S, Lawlor A, Negredo C, Brennan G, Hanna RE, De Waal T, Mulcahy G. Bovine paramphistomes in Ireland. *Veterinary Parasitology* 2014; 204: 199-208.



## IX. ANHANG

### 1. Abbildungsverzeichnis

<i>Abbildung 1: Art der Probenakquise und Probenehmer .....</i>	<i>33</i>
<i>Abbildung 2: Eier von Pansenegeln (P) und Fasciola hepatica (F). Foto: Labor der Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung, LMU München .....</i>	<i>36</i>
<i>Abbildung 3: Anzahl der untersuchten Betriebe pro Monat im gesamten Untersuchungszeitraum .....</i>	<i>40</i>
<i>Abbildung 4: Prozentualer Anteil der Nachweise von Pansen- und/oder Leberegeln pro Monat addiert aus dem gesamten Untersuchungszeitraum.....</i>	<i>43</i>
<i>Abbildung 5: Prävalenz und Konfidenzintervalle für den Pansenegelbefall bei Rindern je Region.....</i>	<i>45</i>
<i>Abbildung 6: Pansenegelprävalenz bei Rindern je Region.....</i>	<i>45</i>
<i>Abbildung 7: Prävalenz und Konfidenzintervalle für den Leberegelbefall bei Rindern je Region.....</i>	<i>47</i>
<i>Abbildung 8: Leberegelprävalenz bei Rindern je Region .....</i>	<i>47</i>
<i>Abbildung 9: Gehaltene Rinderrassen der Milchviehbetriebe je Region .....</i>	<i>51</i>
<i>Abbildung 10: Bewirtschaftung je Region .....</i>	<i>53</i>
<i>Abbildung 11: Weidegang und Frischgrasfütterung je Region .....</i>	<i>55</i>
<i>Abbildung 12: Weidegang und Frischgrasfütterung gesamt und nach Nutzungsrichtung .....</i>	<i>56</i>
<i>Abbildung 13: Weidegang und Frischgrasfütterung gesamt und nach Bewirtschaftung .....</i>	<i>56</i>
<i>Abbildung 14: Nachweis eines Pansen- und/oder Leberegelbefalls bezogen auf die Altersgruppe.....</i>	<i>60</i>
<i>Abbildung 15: Anteil untersuchter Betriebe je Region an der Gesamtzahl der untersuchten Betriebe verglichen mit dem Anteil rinderhaltender Betriebe je Region an der Gesamtzahl in Deutschland laut Zahlen des Statistischen Bundesamtes (November 2018).....</i>	<i>69</i>
<i>Abbildung 16: Anleitung für die Kotprobenentnahme .....</i>	<i>112</i>
<i>Abbildung 17: Fragebogen .....</i>	<i>113</i>

## 2. Tabellenverzeichnis

<i>Tabelle 1: Nicht nach Schema beprobte Betriebe.....</i>	<i>30</i>
<i>Tabelle 2: Anzahl der untersuchten Betriebe je Region und Bundesland.....</i>	<i>31</i>
<i>Tabelle 3: Anzahl der untersuchten Betriebe sowie koproskopische Untersuchungsergebnisse pro Monat im gesamten Untersuchungszeitraum .....</i>	<i>41</i>
<i>Tabelle 4: Übersicht über die koproskopischen Untersuchungsergebnisse (Pansenegelbefall, Leberegelbefall, Mischinfektionen) bei Rindern in Deutschland und je Region.....</i>	<i>44</i>
<i>Tabelle 5: Verteilung der nachgewiesenen Pansenegelspezies auf die einzelnen Bundesländer und Regionen in Deutschland inklusive nicht identifizierbarer Proben .....</i>	<i>49</i>
<i>Tabelle 6: Koproskopische Untersuchungsergebnisse der Milchviehbetriebe je Rasse .....</i>	<i>52</i>
<i>Tabelle 7: Pansenegelbefall und Mischinfektionen in Mutterkuhhaltungen je Rasse<sup>I</sup> .....</i>	<i>53</i>
<i>Tabelle 8: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf die Bewirtschaftung .....</i>	<i>54</i>
<i>Tabelle 9: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf den Weidegang und die Frischgrasfütterung.....</i>	<i>57</i>
<i>Tabelle 10: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf den Zeitraum des Weidegangs<sup>II</sup> .....</i>	<i>58</i>
<i>Tabelle 11: Auswertung des Weidegangs der jeweiligen Altersgruppe bezogen auf die koproskopischen Untersuchungsergebnisse der beiden Altersgruppen.....</i>	<i>59</i>
<i>Tabelle 12: Entwurmung gesamt sowie Entwurmung mit fascioliden Wirkstoffen je Region .....</i>	<i>61</i>
<i>Tabelle 13: Koproskopische Untersuchungsergebnisse bezogen auf die Entwurmung.....</i>	<i>62</i>
<i>Tabelle 14: Entwurmung nach Nutzungsrichtung sowie Weidegang und Frischgrasfütterung .....</i>	<i>63</i>
<i>Tabelle 15: Materialliste.....</i>	<i>111</i>

### 3. Materialliste

**Tabelle 15: Materialliste**

<b>Verwendetes Material</b>	<b>Herstellerangaben</b>
Agarosegel 1%ig, Agarose NEEO Ultra-Qualität	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
Becherglas 600 ml Typ Boro 3.3	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
bidestilliertes Wasser	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
DirectPCR® Lysis Reagent (Cell)	Peqlab/VWR International GmbH, Darmstadt, Germany
dNTP (Desoxyribonukleosid-triphosphat) Mix (je 10 mM), Roti®-Mix PCR 3	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
DreamTaq DNA-Polymerase (5 U/μl)	Thermo Fisher Scientific, Waltham, USA
DreamTaq Pufferlösung (10x)	Thermo Fisher Scientific, Waltham, USA
GelRed®	Biotium Inc., Fremont, USA
Inkubator: Thermomixer comfort	Eppendorf AG, Hamburg, Germany
Methylenblau-Lösung nach Kühne	LABOR + TECHNIK Eberhard Lehmann GmbH, Berlin, Germany
Microsoft Office Excel 2019	Microsoft Corporation, Redmond, USA
Mikroskop BH-2	Olympus Corporation, Tokyo, Japan
Mörser	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
Pasteurpipette 5 ml	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
PCR Thermocycler MJ Research PTC-200	Bio-Rad Laboratories GmbH, Feldkirchen, Germany
Petrischale	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
Primer (Vorwärts- bzw. Rückwärtsprimer (je 10 μM))	Sigma-Aldrich Chemie GmbH, München, Germany
Proteinase K	Peqlab/VWR International GmbH, Darmstadt, Germany
R (freie Software für Statistik und Grafik, Version 4.0.3)	The R Foundation for Statistical Computing, Wien, Austria
Schraubrohre 15 ml, steril	SARSTEDT, Nümbrecht, Germany
Sieb 300 μm	SARSTEDT, Nümbrecht, Germany
Sieb 1000 - 1500 μm	Carl Roth, Karlsruhe, Germany
Stuhlröhren 107 x 25 mm	SARSTEDT, Nümbrecht, Germany
Zählkammer (Maße 8,4 cm x 4,8 cm x 0,4 cm, Lumen 7,0 cm x 4,0 cm x 0,25 cm)	Matthes Max Modellbau, München, Germany
Zentrifuge Rotina 420R	Andreas Hettich GmbH & Co. KG, Tuttlingen, Germany



## 4. Anleitung für die Kotprobenentnahme



Klinik für Wiederkäuer • Sonnenstr. 16 • 85764 Oberschleißheim • Tel. 089/2180-78850 • Fax 089/2180-78851  
 Prof. Dr. G. Knubben • Lehrstuhl für Innere Medizin und Chirurgie der Wiederkäuer

**Bitte lesen Sie vor der Probenahme zunächst diese Anleitung:**

### Anleitung Kotprobenentnahme

1. Im Paket enthalten sind 4 Probengefäße, Handschuhe, dieses Merkblatt und ein Adressaufkleber der Klinik für die Rücksendung.
2. Es sollen 2 Sammelkotproben bei Kühen und 2 Sammelkotproben bei Jungtieren (= älter als 6 Monate bis vor 1. Kalbung) entnommen werden. Dazu gehen Sie wie folgt vor:
  - Ziehen Sie die Handschuhe an.
  - Entnehmen Sie frisch gefallenen Kot mit dem Löffel in das beschriftete Probengefäß (2x Kühe und 2x Jungvieh).  
 Bitte achten Sie vor allem bei Proben, die von der Weide aufgesammelt werden, darauf, dass sie frisch sind!
  - Für eine Sammelkotprobe sollten Sie bitte 4 Tiere beproben. Das Probengefäß sollte anschließend gut gefüllt sein.
  - Alternativ können Sie mit dem Handschuh Kot auffangen oder aufsammeln und in das Gefäß verbringen.
  - Sie müssen also 2 x 4 Kühe und 2 x 4 Jungtiere beproben. Nach Abschluss der Entnahmen haben Sie 4 Sammelkotproben für den Versand.
3. Bitte schließen Sie die Probengefäße dicht und säubern Sie sie falls nötig von außen. Sollte die Beschriftung unleserlich geworden sein, können Sie diese gern ausbessern. Am besten verpacken Sie die Probengefäße zusätzlich in eine wasserdichte Verpackung.
4. Probengefäße in das Paket legen, Paket verschließen und den mitgelieferten Adressaufkleber der Klinik (Oberschleißheim) aufkleben. Sollten Ihnen zu viele Rücksendeetiketten geliefert worden sein, so legen Sie die unbenutzten in das letzte zu versendende Paket hinein.
5. Bringen Sie das Paket so bald wie möglich zur Post.

Bei Fragen rufen Sie bitte obige Telefonnummer an.

Vielen herzlichen Dank für Ihre Unterstützung!

Tanja Forstmaier

Dr. Christoph Wenzel

**Abbildung 16: Anleitung für die Kotprobenentnahme**

## 5. Fragebogen



Klinik für Wiederkäuer • Sonnenstr. 16 • 85764 Oberschleißheim • Tel. 089/2180-78850 • Fax 089/2180-78851  
Prof. Dr. G. Knubben • Lehrstuhl für Innere Medizin und Chirurgie der Wiederkäuer

Studie: Ermittlung des Vorkommens von Pansenegeln bei Rindern auf Herdenebene in Deutschland

### Fragebogen

PLZ \_\_\_\_\_

Betrieb (Labor-ID) \_\_\_\_\_

Rasse: \_\_\_\_\_

Nutzung: ☐ Milchvieh ☐ Mutterkuhhaltung ☐ Mast ☐ Hobbyhaltung ☐ Aufzucht ☐ Sonstiges

Biobetrieb: ☐ ja ☐ nein

Weidegang: ☐ ja ☐ nein

Wenn ja: ☐ ganzjährig ☐ zeitlich begrenzt, von \_\_\_\_\_ bis \_\_\_\_\_

☐ nur Jungtiere ☐ nur Trockensteher ☐ Sonstiges

Art der Weide: ☐ Standweide ☐ Umtriebsweide ☐ Portionsweide ☐ Siesta ☐ Sonstiges

Größe der Weidefläche: \_\_\_\_\_

Befindet sich die Weide in einem anderen Landkreis? Wenn ja, PLZ angeben: \_\_\_\_\_

Fütterung: Wird (zeitweise) frisches Gras gefüttert? ☐ ja ☐ nein

Anzahl der adulten Rinder (nach der 1. Kalbung/ >2,5 Jahre) \_\_\_\_\_

Anzahl der Jungtiere (> 6 Monate bis zur 1. Kalbung/ < 2,5 Jahre) \_\_\_\_\_

Entwurmung: ☐ ja ☐ nein

Wenn ja, wann \_\_\_\_\_ und womit? \_\_\_\_\_

Bereits bekannter Befall mit Leber- oder Pansenegeln? ☐ Nein ☐ Leberegel ☐ Pansenegel

Vielen Dank für Ihre Teilnahme!  
Tanja Forstmaier

Abbildung 17: Fragebogen



## **X. DANKSAGUNG**

Ein großer Dank gilt Frau Prof. Dr. Gabriela Knubben-Schweizer für die Überlassung dieses Themas und das von Anfang an in mich gesetzte Vertrauen! Vielen Dank für die große Unterstützung, die Stelle an der Klinik und dass Sie immer ein offenes Ohr für mich hatten. All das hat mir das Arbeiten an meiner Promotion sehr viel leichter gemacht.

Des Weiteren möchte ich mich bei meinem Betreuer Dr. Christoph Wenzel bedanken. Lieber Christoph, egal worum es ging, ich konnte mich immer auf deine (schnelle) Hilfe verlassen. Ich habe mich die ganze Zeit über gut aufgehoben gefühlt und wusste, dass ich bei Problemen nicht alleine dastehe. Ohne dich wäre diese Arbeit nicht das geworden, was sie nun ist.

Frau Prof. Dr. Christina Strube und ihren Mitarbeiter\*innen danke ich für die großartige Zusammenarbeit bei der Speziesbestimmung und bei der Probenuntersuchung über das PraeRi-Projekt.

Bei Dr. Yury Zablotski möchte ich mich ganz besonders für die Unterstützung bei der statistischen Auswertung bedanken. Durch deine Begeisterung für Statistik konntest du sie sogar mir ein wenig näherbringen!

Dem ganzen Labor-Team der Klinik für Wiederkäuer bin ich zu besonderem Dank verpflichtet, allen voran Ingrid Hartmann und Sandra Kirsch, aber auch Sabrina Würfl, Bettina Rinjes, Lily Schöffmann und Sue Jauernig. Ohne euch hätte die Auswertung der Proben weder rechtzeitig begonnen noch abgeschlossen werden können. Danke für alles was ich lernen durfte und dass ich immer auf euch zählen konnte.

Meinen Mitdoktorand\*innen danke ich für viele nette Gespräche, gemeinsame Labortage, einen Ausflug in die Berge und den stets guten Zusammenhalt. Liebe Uta, du warst egal bei welchem Thema immer mit einem guten Ratschlag für mich da, dafür danke ich dir von ganzem Herzen.

Weiterhin danke ich allen Mitarbeiter\*innen an der Klinik für die herzliche Aufnahme ins Team, viel Spaß sogar während der Arbeitszeit, und dass ich euch mit all meinen Fragen löchern durfte. Ihr werdet mir sehr fehlen!

Außerdem bin ich den Studentierärzt\*innen des PraeRi-Projekts und auch allen weiteren Tierärzt\*innen und Landwirt\*innen, die sich am Proben sammeln beteiligt haben, zu großem Dank verpflichtet. Ohne euch/Sie wäre die Durchführung dieser Dissertation nicht möglich gewesen.

Zum Schluss möchte ich mich sehr bei meiner Familie und bei meinen Freund\*innen bedanken. Ohne eure Unterstützung wäre meine Promotion nicht realisierbar und dieser Lebensabschnitt nur halb so schön gewesen. Meinen Eltern, Tina und Thomas sowie meinen Großeltern danke ich dafür, dass sie nie an mir gezweifelt haben, selbst wenn ich es selbst manchmal tat. Lieber Nonno, danke, dass du mir den Mut und das Vertrauen gegeben hast, dieses Projekt noch während meines Studiums anzufangen. Ich habe diese Entscheidung bis heute nicht bereut. An Lisa, danke fürs wiederholte Korrekturlesen und dass du immer für mich da warst. Und Markus, es tut gut zu wissen, dass du an mich glaubst und immer hinter mir stehst.

*Mut steht am Anfang des Handelns, Glück am Ende. - Demokrit*